24G

22102353323

Med
K1907

54 E

TSCHIRCH

DIE HARZE UND DIE HARZBEHÄLTER

„Wenn einst die Harze aus dem ganzen Pflanzenreich im Detail unterschieden sein werden, so möchten sie vielleicht einen ebenso ausgedehnten Gegenstand des Studiums ausmachen, wie der nun bekannte Teil der Chemie ist.“

Berzelius.

DIE

HARZE UND DIE HARZBEHÄLTER

MIT EINSCHLUSS DER MILCHSÄFTE

HISTORISCH-KRITISCHE UND EXPERIMENTELLE
IN GEMEINSCHAFT MIT ZAHLREICHEN MITARBEITERN
AUSGEFÜHRTE UNTERSUCHUNGEN

VON

A. TSCHIRCH

CHEMICAL SOCIETY
BURLINGTON HOUSE, W.

MIT 104 ABBILDUNGEN

ZWEITE STARK ERWEITERTE AUFLAGE

ZWEITER BAND

LEIPZIG
VERLAG VON GEBRÜDER BORNTRAEGER
1906

Mitarbeiter:

Oesterle, Liechti, Lüdy, Trog, Conrady(†), Oberländer, Sellin(†), Aweng, Baur, Hohenadel, Luz(†), Balzer, Virchow, K. Dieterich, Stephan, Glimmann, Germann, Hildebrand, Polášek, Pedersen, Halbey, Farner, Knitl, Lewinthal, Weigel, Brüning, Niederstadt, Klaveneß, van Itallie, Keto, Koch, Cremer, Koritschoner, Saal, Aschan, Weil, Studer, G. Schmidt, Küylenstjerna, Rauschenbach, Reutter, O. Müller, Paul, Schereschewski, Wolff, Hoffbauer, Stevens, Rackwitz, Bergmann, Burchhardt, Schulz, Zieser, Hugi, Kulka.

Bécheraz, Walliczek, Sieck, Dehmel, Chimani, Lutz, Nottberg, R. Biermann, Will, Tunmann, Faber, Augustin, M. Biermann, Shirasawa, Svendsen, Gerdts, Bochmann, Stempowski, Clara Winnicki, Wéber.

Call
No.
QD

Alle Rechte vorbehalten.

Botanischer Teil.

„Wenn Bäume im Sturm Risse erleiden, so quillt Harz wie lindernde Thränen aus ihnen und heilt." Bismarck.

Einleitung.

Die Untersuchungen, über die in nachfolgenden Zeilen zusammenfassend berichtet werden soll und die sich die Aufgabe stellten, den Ort der Sekretbildung zu ermitteln, gingen von dem Satze aus: „Es erscheint nicht wahrscheinlich, daß Harz und ätherisches Öl durch mit Wasser imbibierte Membranen diffundieren kann." War dieser Satz richtig, so war die bisher allgemein angenommene, hauptsächlich auf N. J. C. Müllers Untersuchungen fußende Theorie der Harzbildung im Innern der Zellen und die sich daran knüpfende Vorstellung der Ausscheidung des Balsams durch die Membranen der sezernierenden Zellen hindurch in den interzellularen Sekretraum unrichtig. Ich habe die Frage der Sekretbildung zunächst an den schizogenen Sekretbehältern[1]) studiert, bei denen sich ja schließlich das Sekret in einem Interzellularraum befindet, die demnach die klarste Antwort auf die Frage: wo bildet sich das Sekret? geben mußten. Ich habe dann teils allein, teils in Gemeinschaft mit meinen Schülern die Sekretbildung nicht nur bei schizogenen Sekretbehältern, sondern auch bei den übrigen studiert und bin gelegentlich dieser Untersuchungen[2]) zu der Vorstellung gelangt, daß die Zahl der rein lysigenen

[1]) In der Terminologie folge ich im allgemeinen meiner Angewandten Pflanzenanatomie. Wien 1889. Urban & Schwarzenberg. Im übrigen vgl. weiter unten S. 1111.

[2]) Tschirch, Über die Entwickelungsgeschichte einiger Sekretbehälter und die Genesis ihrer Sekrete, Ber. d. d. bot. Ges. 1887, S. 2. — Die Milchsaft- und Gummiharzbehälter der Asa foetida, Ammoniacum und Galbanum liefernden Pflanzen. Arch. d. Pharm. 1886, S. 817, und Tagebl. d. Berliner Naturforschervers. 1886, S. 421. — Die Sekretdrüsen des Hanf, ebenda S. 422. — Unters. über die Sekretbehälter d. Pflanzen. Tagebl. der Wiesbadener Naturforschervers. 1887, S. 93. — Angewandte Pflanzenanatomie, Wien 1889. — Unters. über die harzführenden Sekretbehälter der Pflanzen. Sitzungsber. d. Ges. naturforsch. Freunde 1889. S. 173. — Über den Ort der Öl- bez. Harzbildung bei den schizogenen Sekretbehältern, Ber. d. bot. Ges. 1893, S. 201. — Über die Bildung von Harzen und ätherischen Ölen im Pflanzenkörper. Pringsh. Jahrb. 25 (1893) S. 370. — Über Sekrete und

Sekretbehälter sehr einzuschränken und eine Reihe früher für lysigen gehaltener als schizolysigen resp. als oblitoschizogen zu betrachten ist, zwei Ausdrücke, die ich für besondere Formen schizogener Genese vorgeschlagen habe. Ich will ferner alsbald an dieser Stelle bemerken, daß, soweit meine bisherigen Untersuchungen reichen, niemals ein Durchdringen von Harz oder Harzbalsam oder ätherischem Öl durch die wasserhaltigen Membranen von mir beobachtet wurde oder ein solches Durchdringen aus theoretischen Gründen angenommen werden mußte, sondern daß der Sitz der Sekretbildung wenigstens in allen Fällen, die genauer untersucht werden konnten, in einer bestimmten, den Kanal, den Behälter oder die Zelle auskleidenden Schicht zu suchen war, die ich als „resinogene Schicht" bezeichnet habe.[1]) Diese Vorstellung weicht so sehr von den bisherigen Anschauungen, die in den meisten Lehrbüchern vertreten werden, ab, daß es mir wünschenswert erscheint, in Zusammenhang mit meinen eigenen Untersuchungen, die Entwickelung zu schildern, die die Lehre von den

Sekretbildung. Verhandl. der Wiener Naturforschervers. 1894, S. 554. — Recherches sur la formation des sécrétions dans les plantes. Arch. sc. phys. et. nat. 1896 Octob. — Auch Naturforscherversamml. Frankfurt a. M. 1896. — Die Einwände der Frau Schwabach gegen meine Theorie der Harzbildung, Ber. d. bot. Ges. 1901, S. 25. — Über den sog. Harzfluß, Flora 1904. S. 51. mit 5 Abbild. im Text. — Ferner: Bécheraz, Über die Sekretbildung in den schizogenen Gängen. Dissertation. Bern 1893. — Sieck, Die schizolysigenen Sekretbehälter. Dissertation. Bern 1895, mit 4 Taf. (auch Pringsh. Jahrb. 1895). — Lutz, Die oblitoschizogenen Sekretbehälter der Myrtaceen. Dissersation. Bern 1895. mit 2 Taf. (auch Bot. Centrbl. 1895.) — M. Biermann, Beitr. zur Kenntnis der Entwickelungsgeschichte der Früchte von Citrus vulgar. Dissertation. Bern 1896. — P. Nottberg, Experimentaluntersuch. über die Entsteh. d. d. Harzgallen. Dissertation. Bern 1897, mit 1 Taf. und 10 Abbild. im Text. (Auch Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten VII, 1897.) — R. Biermann. Bau und Entwickelungsgeschichte der Ölzellen und die Ölbildung in ihnen. Dissertation. Bern 1898 mit 3 Taf. — Will, Über die Sekretbildung im Wund- und Kernholze. Dissertation. Bern 1899, mit 3 Taf. — Tunmann, Über die Sekretdrüsen. Dissert. Bern 1900 mit 3 Taf. — Shirasawa, Über die Bildung des Kamphers im Kampherbaum. Bull. Tokyo Agric. Coll. 1903. — Svendsen, Über den Harzfluß bei den Dicotylen. Dissert. Bern 1905 mit 32 Abbild. im Text und derselbe, die Entstehung des Xanthorrhoeaharzes Tromsoe Museums Aarshefter 1905. — Stempowski Vgl. anatom. Unters. über d. oberird. Vegetationsorg. d. Burserac., Dipterocarpac. und Guttifer. mit bes. Berücks. der Sekretbehälter. Dissert. Bern 1903.

[1]) Über die Bildung von Harzen und äther. Ölen im Pflanzenkörper. Pringsh. Jahrb. f. wiss. Bot. 1893 (XXV), S. 370. — Über den Ort der Öl- bez. Harzbildung bei den schizogenen Sekretbehältern. Ber. d. botan. Ges. 1893, S. 201. Franchimont spricht schon von „substance retinogène". Haustein von „Retinosis" (von ῥητίνη Harz und γενάω erzeuge). Retinogen wäre vielleicht korrekter als resinogen gebildet, da man aber in praxi schon von Resinosis spricht, sei es erlaubt auch resinogen zu sagen.

Sekretionsorganen genommen hat. Ich tue dies um so lieber, als in den neueren Lehr- und Handbüchern der Botanik gerade diesem Kapitel wenig Beachtung geschenkt wird. Den jetzt geltenden Anschauungen entsprechend will ich die Milchröhren aus der Reihe der Sekretionsorgane bez. Sekretbehälter ausschalten, ebenso die Nectarien, die ganz besonderen Zwecken dienen und mich nur auf die gestreckten und ovalen schizogenen und verwandten Sekretbehälter, und zwar speziell die Harzkanäle und Harzbehälter (Harztaschen) sowie auf die Öldrüsen und Ölzellen beschränken und die Milchröhren am Schlusse in einem besonderen Kapitel behandeln. Es sind dies also diejenigen Sekretbehälter, deren gemeinsames Merkmal bei größter morphologisch-anatomischer Verschiedenheit in der Bildung von ätherischem Öl und Harz oder einem von beiden beruht. Da die Bildung dieser Sekrete ein chemischer Vorgang ist, so war durch eine vergleichend-anatomische Untersuchung der Organe, in denen sich dieser Vorgang abspielen muß, einige Aufklärung wenigstens über den Ort und die näheren anatomischen Umstände der Sekretbildung zu erwarten. Man durfte erwarten, gewisse gemeinsame Eigenschaften, gemeinsame anatomische Merkmale bei allen diesen Organen, die ja die gleiche Stoffgruppe produzieren, am Orte dieser Bildung, d. h. dem Laboratorium der Harzerzeugung, zu finden. Und diese Erwartung ist nicht getäuscht worden. In weitaus der überwiegenden Zahl der Fälle war es möglich, Schleimsubstanzen am Orte der Sekretbildung direkt nachzuweisen. Die resinogene Schicht ist eine Schleimschicht meist ganz bestimmter Struktur. Dagegen hat sich die Verallgemeinerung des gefundenen Gesetzes der Harzsekretbildung auch auf andere Sekrete, wie Kalkoxalat, Gerbstoff usw. als irrig erwiesen. Die Oxalatbildung z. B. bietet nichts mit der Harzbildung Analoges, wie speziell auf den Gegenstand gerichtete Untersuchungen eines meiner Schüler gezeigt haben.[1]) Nur allein die auch hier zu beobachtende Anwesenheit von Schleimsubstanzen am Orte der Entstehung bietet verwandte Züge.

Da in den seltensten Fällen nur ätherisches Öl und wohl niemals nur Harz ohne Öl in den genannten Sekretionsorganen gebildet wird, sondern wohl in der überwiegenden Mehrzahl der Fälle ein Gemisch beider entsteht, so wäre es das Richtigste von Balsamkanälen, Balsambehältern (Balsamtaschen), Balsamlücken, Balsamdrüsen und Balsamzellen zu sprechen. Ich werde mich denn auch dieser Bezeichnungen neben den älteren und gebräuchlicheren bedienen und

[1]) Jac. Wittlin, Über die Bildung der Kalkoxalattaschen mit besonderer Berücksichtigung offizineller Pflanzen. Dissertation. Bern 1896. (Bot. Centralblatt, 67. B. 1896.)

beide promiscue gebrauchen. Schizogen und lysigen brauche ich im de Baryschen Sinne.[1])

Sezernierende Zellen, Sezernierungszellen, Sezernierungsepithel nenne ich die die schizogenen (oder schizolysigenen) Behälter umgebenden Zellen, die die resinogenen Substanzen erzeugen und an die resinogene Schicht abgeben, sowie auch die Zellen, die das ein- oder mehrzellige Köpfchen der Drüsenhaare bilden.

I.

Historische Entwicklung der Untersuchungen über die Sekretbehälter.

Es ist interessant zu sehen, daß bereits die ältesten Anatomen die Sekretbehälter beobachtet haben. Schon Malpighi[2]) sah die Behälter von Citrus und Dictamnus und bildet ab und beschreibt die Balsamkanäle der Coniferen (Cupressus, Pinus, Abies) als „vascula peculiaria" („arteriarum vel saltem nervorum instar"). Nehemias Grew, der die Öldrüsen der Menthablätter erwähnt,[3]) drückt sich schon bestimmter über die „vasa propria" aus. Er beschreibt nicht nur die „gum vessels and resiniferous", und bildet Terpentingefäße[4]) und ein Milchgefäß des Sumach[5]) ab, sondern erkannte auch bereits die Natur der Sekretbehälter der Coniferen sowohl wie von Rhus als Interzellularräume, denen eine eigene Wand fehlt. Diese „eigene Haut" glaubten nun freilich spätere Beobachter wie Mirbel,[6]) Moldenhawer,[7]) Link,[8]) Lestiboudois,[9]) Hanstein,[10]) Göppert,[11]) Karsten[12]) bei einigen gesehen zu haben, aber alle

[1]) Vergleichende Anatomie der Vegetationsorgane, 1877. Vgl. auch meine Angewandte Pflanzenanatomie und das Kapitel II dieses Abschnittes, in dem die Terminologie erörtert wird (S. 1111).

[2]) Anatomes plantarum opera omnia pars altera. 1687. Tab. III, Fig. 12, S. 5.

[3]) Anatomy of plants 1682. Anatomie des plantes. 1685. S. 139 u. 150.

[4]) Ebenda Taf. 20, Fig. 3.

[5]) Ebenda Taf. 20, Fig. 4.

[6]) Expos. et défense de ma théorie de l'organisation végétale, Paris 1808. und Traité d'anatomie et de physiol. végét. Paris 1802.

[7]) Beiträge zur Anatomie der Pflanzen. Kiel 1812.

[8]) Elem. philos. bot. Ed. alt. I. p. 201. Grundlehren d. Anat. u. Phys. d. Pflanzen. Göttingen 1807. Anatomie der Pflanzen in Abbildungen. Berlin 1843.

[9]) Compt. rend. 1863. T. 56, p. 819.

[10]) Die Milchsaftgefäße u. die verwandten Organe der Rinde. Berlin 1864. S. 22.

[11]) De coniferarum structura anatomica. Vratislaviae 1841. p. 15.

[12]) Vegetationsorgane der Palmen. 1847, S. 117.

neueren Forscher sind doch der Ansicht Grews, daß die Harzkanäle wirklich Interzellularräume sind, eine Anschauung, die sich bereits in klarer Form bei Kieser[1]) findet, der sich Decandolle[2]) anschließt, die auch von Treviranus[3]) (für Umbelliferen, Coniferen und Burceraceen) geteilt und besonders von Meyen[4]) mit wünschenswertester Deutlichkeit formuliert wurde. Da außerdem die entwickelungsgeschichtlichen Untersuchungen von Morren[5]) (an den Cycadeenkanälen) und von Jochmann[6]) (an den Ölstriemen der Umbelliferenfrüchte) die von den fertigen Kanälen abstrahierte Anschauung bestätigten, schien die Sache definitiv erledigt und in allen Lehrbüchern der Mitte des XIX Jahrhunderts wird das Kapitel ungefähr übereinstimmend vorgetragen.[7]) Nur Schacht[8]) spricht bei den Harzgängen von Pinus von einer Entstehung der Gänge durch Resorption der Zellen, sagt aber nicht, was er darunter versteht.

Da erhielt die Ansicht von der Interzellularnatur der Sekretgänge einen Stoß, zunächst durch die Beobachtung H. Karstens einer Resorption von Querwänden bei der Bildung von „Gummigefäßen“ im Palmenholzbündel[9]) und einer angeblichen Umwandlung von Membranen der Epidermis des Klopstockiastammes in Wachs,[10]) sodann durch die bestimmter und allgemeiner auftretende Behauptung des gleichen Autors, daß Membranen in Harz überzugehen vermögen[11]) und sich dieses Harz mit dem im Zellinhalte entstehenden Öle zu

---

[1]) Mém. sur l'organisat. des plantes. Haarlem 1812. Grundzüge der Anatomie der Pflanzen 1815.

[2]) Organographie der Gewächse (deutsch von Meisner). 1828. I, S. 102.

[3]) Vom inwendigen Bau der Gewächse. Göttingen 1806. S. 78. Beiträge zur Pflanzenphysiologie. Göttingen 1811.

[4]) Neues System der Pflanzenphysiologie. Berlin 1837. I. S. 317; II, S. 486 und (I) Taf. 1, Fig. 12 (Cycasgang), Taf. 6, Fig. 17 (Pinusgang). Ferner: Über die Sekretionsorgane der Pflanzen. Berlin 1837. S. 18. Vgl. auch Phytotomie. Berlin 1830. Haarlemer Preisschrift 1836.

[5]) Expér. et observat. sur la gomme des Cycadées. Bullet. de l'acad. royale de Bruxelles. T. VI, 2, p. 149 mit Tafel.

[6]) De umbelliferarum structura et evolutione nonnulla. Vratislaviae 1854, p. 20.

[7]) So bei Unger, Anatomie u. Phys. d. Pflanzen. Pest 1855. S. 204 (von den Saftbehältern); Schleiden, Grundzüge der wissenschaftl. Botanik, IV. Aufl. 1861. S. 178; Mohl, Vegetabil. Zelle. 1851. S. 37 u. A.

[8]) Die Pflanzenzelle. Berlin 1852. S. 87 u. 282.

[9]) Die Vegetationsorgane der Palmen. Abhandl. der Berl. Akad. 1847-49. S. 117.

[10]) Ebenda S. 111.

[11]) Karsten, Über die Entstehung des Harzes, Wachses, Gummis und Schleims durch die assimilierende Tätigkeit der Zellmembran. Bot. Zeit. 1857. S. 317.

Balsam verbindet. Diese Anschauung wurde von Wigand,[1]) der schon früher[2]) „eine Umwandlung von Zellstoff in Wachs und Harz“ angenommen, aufgegriffen, der seine an den Gummidrusen gemachten Beobachtungen verallgemeinerte und auch auf die Harzbildung ausdehnte. Er formulierte auf Grund von für die allgemeine Beantwortung der Frage nach der Harzbildung freilich sehr unzureichenden Beobachtungen an Tannenharzdrusen und Handelsharzen (Kopal, Ephen, Xanthorhoea) — Beobachtungen, an denen übrigens mehr Richtiges ist, als jetzt gemeinhin angenommen wird — die These[3]): „wo sich Harzmassen zwischen dem Zellgewebe finden, sind dieselben nachweislich aus untergegangenen Zellen entstanden“. Weil Wigand in einigen Fällen lysigene Genese nachgewiesen hatte, nahm er an, daß diese immer vorliegt, wo Harz auftritt. Die Wigandsche Auffassung erhielt in gewisser Beziehung Unterstützung durch eine im gleichen Jahre erschienene Arbeit von Dippel,[4]) der die Entstehung der Coniferenharzgänge durch „eine Desorganisation der mittleren Zellpartie“ des Harzganggewebes beschreibt, aber insofern von Wigand abweicht, als er den Prozeß der Auflösung der Membranen als einen sekundären Vorgang betrachtet. „Keineswegs haben wir in demselben“, sagte er, „die nächste Veranlassung zur Harzbildung zu suchen, die im Gegenteil immer von dem Inhalte ausgeht.“ Vollständig schloß sich jedoch Wiesner[5]) an Karsten und Wigand an. Für ihn ist es erwiesen, „daß eine große Menge des in der Natur vorkommenden Harzes aus Stärkekörnern hervorgeht“ und daß eine Harzmetamorphose der Zellmembran ebenfalls stattfindet. Ja, er stellt sogar eine chemische Umwandlungsreihe auf: Cellulose (Granulose) — Gerbstoff — Harzsäure — ätherisches Öl. Auch Möller[6]) neigt zu einer Entstehung des Harzes der Schwarzkiefer aus Zellwänden.

Die neue Lehre fand bereitwilligste Aufnahme. Hanstein[7]) schloß sich „angesichts so vieler Fälle von Resorption von Zellen“ der Ansicht von der lysigenen Genese der Harzbehälter an und auch

[1]) Über die Desorganisation der Pflanzenzelle, insbesondere über die physiologische Bedeutung von Gummi und Harz. Pringsheims Jahrb. 3 (1863), S. 164.

[2]) Über die Oberfläche der Gewächse. Bot. Zeit 1850, S. 428.

[3]) Ebenda S. 170.

[4]) Zur Histologie der Coniferen. Bot. Zeit. 1863. S. 253.

[5]) Über die Entstehung des Harzes im Innern der Pflanzenzellen. Sitzungsberichte der Wiener Akademie 52, II (1865), S. 118.

[6]) Beiträge zur Anatomie der Schwarzföhre. Mitteil. d. forstl. Versuchsleitung für Österreich. Heft III.

[7]) Die Milchsaftgefäße und verwandten Organe der Rinde. Berlin 1864. S. 22.

Duchartre,[1]) Sachs[2]) und Hofmeister[3]) nahmen die Wigandschen Anschauungen in ihre Lehrbücher auf. Die Sache schien also im entgegengesetzten Sinne, wie früher angenommen, entschieden.

Da griff B. Frank[4]) die Frage von Neuem auf. Ausgehend von der Ansicht, daß sie nur durch ein sorgfältiges Studium der Entwickelungsgeschichte entschieden werden könne, verfolgte er die Sekretbehälter von ihrem ersten Auftreten an und stellte fest, daß die milchsaftführenden Sekretbehälter bei Rhus, Alisma[5]) und Sagittaria, die schleimführenden der Marattiaceen, ebenso wie die balsamführenden der Coniferen, die ölführenden von Myrtus, Hypericum, Ptelea, sowie die der Umbelliferenfrüchte und von Hedera Helix schizogen entstehen, d. h. also Interzellularräume sind. Daß daneben auch lysigene Genese vorkommen kann, weist er für die Schleimhöhlen bei Tilia und die Harzhöhlen im Stamme von Thuja occidentalis nach. Gleichzeitig mit diesen Untersuchungen Franks gehen die von N. J. C. Müller[6]) einher, der besonders für Coniferen-, Kompositen- und Umbelliferengänge die schizogene Genese nachwies und die Tréculs, der sich schon seit dem Anfang der sechziger Jahre mit den Sekretbehältern beschäftigte[7]) und nacheinander die Sekretbehälter der Aroideen, Clusiaceen, Umbelliferen, Araliaceen und Terebinthaceen studierte. Trécul kam es

[1]) Elements de botanique. 1866. p. 54.

[2]) Handbuch der Experimentalphysiologie der Pflanzen. Leipzig 1865. S. 367 u. 372.

[3]) Die Lehre von der Pflanzenzelle. Leipzig 1867. S. 258 u. 259.

[4]) Beiträge zur Pflanzenphysiologie. II. Über die Entstehung der Interzellularräume der Pflanzen. Leipzig 1868.

[5]) Für die Gänge von Alisma Plantago hatte bereits Unger gezeigt, daß sie Interzellularräume sind. (Das System der Milchsaftgänge von Alisma Plantago. Denkschrift der Wiener Akademie 1857, S. 27.)

[6]) Untersuchung über die Verteilung der Harze, äther. Öle, Gummi u. Gummiharze und die Stellung der Sekretionsbehälter im Pflanzenkörper. Pringsheims Jahrb. 5 (1866/67). S. 385.

[7]) Trécul, Des vaisseaux propres chez les Clusiacées. Compt. rend. 63 (1866), p. 537 u. 613. Annal. sc. nat. 5 Sér. T. V., p. 368 und T. VI, p. 52 (1866). — Des vaiss. propres dans les Ombellifères. Ebenda 5 Sér. T. V, p. 275 (1866) und Compt. rend. T. 63 (1866). p. 154 u. 201. — Des vaiss. propres dans les Térébinthinées. Ann. sc. nat. 5 Sér. T. VII (1867). p. 112 und Compt. rend. T. 65 (1867). p. 17. — Des vaiss. propres dans les Araliacées. Ann. sc. nat. 5 Sér. T. VII (1867), p. 54 und Compt. rend. T. 64 (1867). p. 886 u. 990. — Des vaiss. propres dans les Aroidées. Compt. rend. 61 (1865). p. 1163 u. 62 (1866), p. 29. (Résumé d'observations sur les vaisseaux et les sucs propres. Ann. sc. nat. 5 Sér. T. V. (1866), p. 44.) Vgl. auch Recherches sur les vaisseaux laticifères Adansonia. 1866/67. VII, p. 100.

aber weniger darauf an, die Entwicklungsgeschichte und die morphologisch-anatomische Bedeutung der Behälter, als vielmehr das Vorkommen und die Verteilung in den einzelnen Organen der betreffenden Pflanzen festzustellen. Immerhin nimmt er an, daß die Kanäle bei den von ihm untersuchten Familien schizogen sind; ganz wie van Tieghem,[1]) der zwar ebenfalls mehr die Verteilung der Gänge und den Ort, wo sie sich bilden im Auge hat, aber doch auch dem wie der Entwicklungsgeschichte einige Aufmerksamkeit widmet. Er untersuchte Kompositen, Umbelliferen, Araliaceen, Pittosporeen, Terebinthaceen, Burseraceen, Clusiaceen, Aroideen, Butomeen, Alismaceen, Coniferen, Cycadeen.

Für die Mehrzahl dieser Familien ist bis auf den heutigen Tag die schizogene Genese der Sekretbehälter nicht mehr angefochten worden. Nur bezüglich dreier Familiengruppen,[2]) bei denen sich keine Kanäle, sondern ovale Behälter finden, wurden Bedenken laut. Es betrifft dies die Myrtaceen, die Myoporeen und die Rutaceengruppe (Ruteae, Diosmeae, Aurantieae). Während im Laufe der Jahre bezüglich der anderen Familien bestätigende Angaben einliefen,[3]) erschienen 1871 fast gleichzeitig zwei Arbeiten, die eine von Ranter,[4]) die andere von Martinet,[5]) in denen die lysigene Genese von Ranter

[1]) Mémoire sur les canaux sécréteurs des plantes. Ann. sc nat. 5 Ser. T. XVI (1872). Vgl. auch Rech. sur la struct. des Aroidées. Ann. sc. nat. 5 Ser. T. VI (1866).

[2]) Bez. der von Schleiden (Anatomie der Cacteen. Mém. de l'académie de St. Petersbourg, T. IV) entdeckten und sowohl von de Bary (Anatomie S. 466) wie von Lauterbach (Unters. über Bau und Entwickelung der Sekretbehälter bei den Cacteen. Dissertation. Heidelberg 1889) für lysigen erklärten Milchsaftgänge bei Cacteen, die hier auch zu nennen wären, fehlt es mir an eigenen Erfahrungen.

[3]) So bez. der Marattiaceen: von Brebner (On the mucilage-canals of the Marattiaceae. Journ. Linn. Soc 1894. 30. Pl. 37) bez. der Coniferen: von Sanio (Anatomie der gemeinen Kiefer. Pringsh. Jahrb. 9 (1873), S. 97); Thomas (Pringsh. Jahrb. 4); Hanausek (Harzgänge in den Zapfenschuppen usw. Dissertation. Krems 1879); bez. der Cycadeen: von Kraus (Cycadeenfiedern); bez. der Umbelliferen: von Lange (Entwickelung der Ölbehälter in den Früchten der Umbelliferen. Dissertation. Königsberg 1884); Moynier de Villepoix (Rech. sur les canaux sécrét. du fruit des Ombellifères. Ann. sc. nat 6 Sér. T. V.); Bartsch (Beiträge zur Anatomie und Entwickelungsgeschichte der Umbelliferenfrüchte. Dissertation. Breslau 1882); Tschirch (Die Milchsaft- und Gummiharzbehälter der Asa foetida, Ammoniacum und Galbanum liefernden Pflanzen. Arch. d. Pharm. 1886. S. 817); bez. der Compositen: von R. Triebel (Bau und Entwickelung der Ölbehälter in den Wurzeln der Compositen. Dissertation. Königsberg 1885).

[4]) Zur Entwickelungsgeschichte einiger Trichomgebilde. Denkschr. der Wiener Akad. T. 31. 1871 (vom Februar 1870).

[5]) Organes de sécrétion des végétaux. Ann. sc. nat. 5 Sér T. XIV. p. 91.

für die Drüsen von Dictamnus, von Martinet für die der Rutaceen überhaupt (er untersuchte Citrus), wie die der Hypericineen, Myrtaceen und Myoporineen behauptet wurde. Da kurze Zeit darauf auch Chatin[1]) nach Untersuchung von Hypericum, Citrus, Ruta, Myrtus und Eucalyptus Martinet beistimmte und für diese Behälter gleichfalls lysigene Genese annahm, so ging der Gegenstand in dieser Form in das de Barysche Handbuch[2]) über, und besonders die Rantersche Abbildung des Dictamnusbehälters wurde von einem Lehrbuche in das andere übernommen, seit Sachs[3]) sie in das seine aufgenommen hatte. Während de Bary auf Grund eigener Untersuchungen im allgemeinen Martinet und Chatin beistimmte, ist er bezw. der Myrsineen anderer Ansicht. Er hält die Behälter bei diesen für schizogen. Bald aber zeigte ich selbst für Eucalyptus,[4]) dann von Höhnel[5]) für die Myrtaceen überhaupt, sowie für Hypericum, Myrsine und Ardisia, endlich Bokorny[6]) für Myrtus, daß auch bei diesen allen eine schizogene Genese sich nachweisen läßt. Nunmehr blieben nur noch die Rutaceen und Myoporeen übrig, für deren Behälter lysigene Genese selbst von von Höhnel angenommen wird.[7]) Denn von neueren Autoren reklamiert nur Green[8]) auch für die Hypericumbehälter noch die lysigene Genese, gibt aber zu, daß neben den lysigenen auch schizogene vorkommen, während H. Kienast[9]) ebenso wie Wieler[10]) und van Tieghem[11]) sich auf Grund entwicklungsgeschichtlicher Untersuchungen für schizogene Genese erklären. Für Ruta bestätigt Kienast, für

---

[1]) Études histologiques et histogéniques sur les glandes foliaires intérieurs et sur quelques productions analogues. Ann. sc. nat., 5 Sér. T. II (1875).

[2]) Vergleichende Anatomie der Vegetationsorgane. Leipzig 1877. S. 216.

[3]) Lehrbuch der Botanik. IV. Aufl. 1874. S. 93. (Auch ich habe die Abbildung in meine Angewandte Pflanzenanatomie S. 510 aufgenommen.)

[4]) Eucalyptus globulus. Pharm. Zeit. 1881. Nr. 88.

[5]) Anatomische Untersuchungen über einige Sekretionsorgane. Sitzungsberichte der Wiener Akademie. 81 B. (1881), S. 565.

[6]) Die durchsichtigen Punkte der Blätter. Flora 1882. Dissertation. München. S. 37.

[7]) Er führt namentlich als lysigen auf: Callionema, Citrus, Toddalia, Correa, Boronia, Ptelea, Gossypium, Thespesia, Myoporum (a. a. O. S. 567).

[8]) On the organs of secretion on the Hypericaceae. Journ. Linnean Society bot. v. 20 (1883), p. 451, pl. 39/40.

[9]) Die Entwickelung der Ölbehälter in den Blättern von Hypericum und Ruta. Dissertation. Königsberg 1885.

[10]) Über die durchscheinenden und dunklen Punkte auf den Blättern und Stämmen einiger Hypericineen. Verh. d. naturh.-med. Ver. Heidelberg. N. F. II. S. 341.

[11]) Sur la disposition et les canaux sécréteurs dans les Clusiacées, les Hypericacées, les Ternstroemiacées et les Dipterocarpées. Bull. de la soc. bot. 1884. 2 Sér. T. VI. p. 146.

die Myoporineen Bokorny, für beide Blenk[1]) die lysigene Genese der Sekretbehälter von neuem und auch Szyszylowicz[2]) hält anscheinend die Behälter der Rutaceen für lysigen.

Aber auch hiergegen wurden Bedenken laut. So teilte van Tieghem in seiner zweiten, allerdings vorwiegend der Verteilung und Stellung der Behälter gewidmeten, leider von Abbildungen nicht begleiteten Mitteilung über die Sekretbehälter[3]) auf Grund von Untersuchungen an 18 Familien mit, daß nicht nur Kompositen und Dipsacaceen, Umbelliferen und Araliaceen, Pittosporeen, Clusiaceen, Ternstroemiaceen, Simarubeen, Liquidambareen, Bixaceen, Sterculiaceen, sondern auch die umstrittenen Hypericaceen, Dipterocarpeen, Samydeen und Myrsineen, ja sogar die Rutaceen und Myoporeen schizogen entstehende Behälter besitzen und Fräulein Leblois[4]) bestätigte in einer (unter van Tieghems Leitung gemachten) ausführlichen Arbeit diesen Befund: „Les canaux sécréteurs et les poches sécrétrices se constituent par écartement de cellules", sagt sie (p. 315), „et jamais par destruction de tissu".

Ich habe mich in meiner Angewandten Pflanzenanatomie[5]) auf einen weniger radikalen Standpunkt gestellt. Eine Reihe eigener Untersuchungen[6]) hatten mir zunächst gezeigt, daß bei der Rutaceengruppe unzweifelhaft eine Auflösung von Zellgewebe im Behälter stattfindet. Da andererseits nach den Angaben Leblois', meinen eigenen Untersuchungen und einer Notiz Haberlandts[7]) an dem schizogenen Charakter der ersten Anlage Zweifel nicht bestehen konnten, so habe ich eine neue Gruppe von Harzbehältern aufgestellt und dieselben, da sie schizogen angelegt werden und sich lysigen erweitern, mit dem Namen schizolysigene Behälter belegt. Diese schizolysigenen Behälter sind dann von mir selbst und zweien meiner Schüler, den Herren Sieck[8])

[1]) Die durchsichtigen Punkte der Blätter. Flora 1884. Dissertation. Erlangen. S. 92.

[2]) O zbiornikach olejków lotnych. Krakauer Akad. 1880. (Original nicht gesehen.)

[3]) Second mémoire sur les canaux sécréteurs des plantes. Ann. sc. nat. 7 Sér. T. 1 (1885), p. 5.

[4]) Recherches sur l'origine et le développement des canaux sécréteurs et des poches sécrétrices. Ann. sc. nat. 7 Sér. T. VI (1887), p. 247.

[5]) Wien 1889.

[6]) Angewandte Anatomie und Realenzyklopäd. der ges. Pharmac. 1887 II. p. 31.

[7]) Physiologische Pflanzenanatomie. I. Aufl. S. 329.

[8]) Die schizolysigenen Sekretbehälter. Dissertation. Bern 1895. (Auch Pringsheims Jahrb. B. XXVII.) Vgl. auch Maryan Stempowski, vgl. Anatom. Untersuch. über d. oberird. Vegetationsorg. d. Burserac., Dipterocarp. und Guttifer. mit bes. Berücksicht. d. Sekretbeh. Dissert. Bern 1903 mit 67 Abb.

und Biermann[1]) näher untersucht worden, von denen der erstgenannte sie auch außerhalb der Rutaceengruppe fand. Vor kurzem hat dann Briquet[2]) schizolysigene Genese bei den Myoporaceenbehältern beschrieben, die ja stets denen der Rutaceen an die Seite gestellt wurden. Eine schizogene Anlage und lysigene Erweiterung, wie sie Haberlandt für Ruta annimmt, wird übrigens auch für Citrus von Berthold[3]) und für die Rutaceen überhaupt von Arthur Meyer[4]) angegeben und die Angaben, welche J. Klöppel[5]) über die Behälter von Astrapaea, T. F. Hanausek[6]) über die großen Behälter in den Früchten von Myrospermum frutescens und J. Möller[7]) über die pathologischen Sekretbehälter von Liquidambar orientale macht, können wohl auch nur als lysigene Erweiterung ursprünglich schizogener Kanäle gedeutet werden. Das gleiche gilt von den älteren Angaben Dippels[8]) und Kreuz[9]) über die übrigens seltene Epithelresorption bei Koniferenkanälen, meinen eigenen Angaben[10]) über die lysigene Erweiterung der von mir übrigens anfangs nicht als schizogen angelegt erkannten[11]) Copaiferakanäle und die Gurjunbalsamgänge der Dipterocarpusarten. Ich habe die Entwicklungsgeschichte der Behälter einer Anzahl tropischer Sekretpflanzen aus dem erwähnten Verwandtschaftskreise 1888 in Buitenzorg studiert und die Ergebnisse in den Worten zusammengefaßt:[12]) „Bei sehr zahlreichen Pflanzen, denen man lysigene Gänge zuschrieb (Copaifera, Dipterocarpus, Rutaceen) zeigte es

[1]) Beiträge zur Kenntnis der Entwickelungsgeschichte der Früchte von Citrus vulg. usw. Dissertation. Bern 1896.

[2]) Rech. anatom. sur l'appareil végétatif des Phrymacées, Stilboïdées, Chloranthoïdées et Myoporacées. Mem. soc. de phys. et d'hist. nat. de Genève 1896. p. 108.

[3]) Studien über Protoplasmamechanik. Leipzig 1886. S. 25.

[4]) Wissenschaftliche Drogenkunde. 1891. S. 81. So verstehe ich wenigstens die Stelle: „Lösung der den entstehenden Interzellularraum begrenzenden Zellen".

[5]) Über Sekretbehälter bei Büttneriaceen. Dissertation. Halle 1885. S. 13.

[6]) Zur Anatomie der Frucht von Myrosperm. frutesc. Zeitschrift des Österr. Apothekervereins 1878, S. 376.

[7]) Über Liquidambar und Storax. Zeitschrift des Österr. Apothekervereins 1896, S. 120.

[8]) Bot. Zeit. 1863.

[9]) Beiträge zur Entwickelungsgesch. der Harzgänge einiger Coniferen. Sitzungsberichte der Wiener Akademie. 76 B. I (1877), S. 476.

[10]) Über die Entwickelungsgeschichte einiger Sekretbehälter und die Genesis ihrer Sekrete. Ber. d. bot. Ges. 1888, S. 2.

[11]) Die schizogene Anlage wurde richtig erkannt von Eykmann, Een bezoek aan s'lands plantentuin te Buitenzorg. 1887. Pl. II. Nr. VII und von Guignard, L'appareil sécréteur des Copaifera. Bulletin de la soc. bot. de France. T. 39 (1892), p. 233. Mir lag 1887 nur Herbarmaterial vor.

[12]) Sitzungsberichte der Gesellschaft naturf. Freunde. Nov. 1889, S. 173.

sich, daß der Kanal, wenn man ihn bis zu seiner ersten Anlage verfolgt, schizogen angelegt wird und sich nur lysigen erweitert". Bis jetzt wurde schizogene Anlage und lysigene Erweiterung außer bei Rutaceen, Aurantieen und Diosmeen gefunden bei einzelnen Vertretern der Boronieen, Amyrideen, Toddalieen, Simarubeen, Anacardiaceen, Gynometreen, Dipterocarpeen und Hamamelidaceen. Für die Coniferen leugnet nun Mayr[1]) das Vorkommen lysigener und schizolysigener Behälter gänzlich, und behauptet „weder auf normalem noch auf pathologischem Wege findet eine Umwandlung von Coniferin oder Lignin oder Cellulose, also von den Bestandteilen der Zellwandung in Harz statt". Mohls Harzlücken[2]) hält Mayr für blinde und isolierte Endigungen von Horizontalgängen und von den Harzgallen behauptet er, daß sie allseitig von Wundparenchym ausgefüllt sind. Demgegenüber ist zu bemerken, daß bei den Coniferen-Harzgallen eine Auflösung von Zellgewebe vorkommt, wie ich selbst und einer meiner Schüler, Herr Nottberg,[3]) durch speziell auf diesen Punkt gerichtete Untersuchungen festgestellt haben und daß ich selbst lysigene Erweiterung bei Copaifera konstatieren konnte,[4]) daß also solche Erweiterungen nicht nur von einem schizogenen Harzgange, sondern auch von parenchymatischem Gewebe ihren Ausgang nehmen können. Arthur Meyer[5]) nennt solche, von mir[6]) auch für die Rinde von Styrax Benzoin, von Karsten für Copaifera und Myroxylon,[7]) Wigand[8]) im Holze von Pinus Strobus, von Frank[9]) für ältere Stämme von Thuja occidentalis, von Vogl[10]) für das Holz von Ferreira spectabilis, von Schober für Xanthorrhoea[11]), von von Höhnel[12]) für Abies (Tsuga)

[1]) Entstehung und Verteilung der Sekretionsorgane der Fichte und Lärche. Bot. Centralbl. XX (1884), S. 23 und Das Harz der Nadelhölzer. Berlin (Springer) 1894. S. 9. Mayr schildert Bau und Verteilung der Harzgänge bei den Coniferen sehr eingehend.

[2]) Bot. Zeit. 1859.

[3]) Experimentaluntersuchungen über die Entstehung der Harzgallen und verwandter Gebilde bei unseren Abietineen. Dissertation. Bern 1897. (Auch Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten. VII, Heft 3—5.)

[4]) Ber. d. d. bot. Ges. 1888.

[5]) Wissenschaftliche Drogenkunde. I. S. 83.

[6]) Ber. d. bot. Ges. 1888, S. 10.

[7]) Bot. Zeit. 1857, S. 318.

[8]) Pringsh. Jahrb. III, S. 166.

[9]) Beitr. zur Pflanzenphys., S. 123 und Handb. der Pflanzenkrankheiten. S. 80.

[10]) Über den Bau des Holzes von Ferreira spectabilis und die Bildungsweise des sog. Angelim-pedraharzes. Pringsh. Jahrb. IX (1873). S. 277.

[11]) Bot. Centralbl. 1893, Nr. 11.

[12]) Sitzungsberichte der Wiener Akademie. 1884. Januar. Bot. Zeit 1882, Gerberinden 1880.

canadensis, von Conwentz[1]) beim Marke der Bernsteinbäume, von Hanausek[2]) bei den Zapfenschuppen der Coniferen und bei der Frucht des Pfeffers, von Dippel[3]) im Holze von Abies pectinata und Nottberg bei Coniferenharzgallen beschriebene lysigene Harzhöhlen ganz zutreffend „sekretführende Destruktionslücken", eine Bezeichnung, die ich für die rein lysigenen (nicht von einem Harzgange ihren Ausgangspunkt nehmenden) Lücken reservieren möchte.[4]) Daß sie vorkommen und daß gelegentlich ihrer Bildung Membranen zu Grunde gehen, ist zweifellos, — immerhin sind die Sekretbehälter bei Styrax, Myroxylon und Copaifera, wie wir jetzt wissen, sicher schizolysigen. Eine andere Frage ist es natürlich, ob die Cellulose direkt in Harz übergeht. Darüber wissen wir nichts. Sicher ist wieder nur, daß das Harzsekret, wenn überhaupt, „zum allergeringsten Teile einer Membranmetamorphose"[5]) entstammt. Daß aber gelegentlich der Harzbildung selbst Pilzzellmembranen in größerem Umfange zu Grunde gehen können, lehrt die Untersuchung der Bildung des Agaricumharzes, die ich durchgeführt habe.[6]) Bei harzerfüllten Fruchtträgern von Polyporus officinalis sind stets die das Harz durchsetzenden Hyphen bis auf einige zarte Häute aufgelöst.[7]) Neuerdings habe ich diese Agaricinbildung näher studiert und gefunden, daß die Harzbildung an den Hyphen der Fruchtträger damit beginnt, daß an der Außenseite kleine Knötchen auftreten (gewissermaßen s. v. v. subcuticular). Dann wird die gesamte oft sehr dicke sekundäre Membran resinogen und wandelt sich in Harz um. Schließlich bleibt nur die zarte primäre Membran übrig, die, wie es scheint, niemals der Resinosis verfällt.

Mit Vorstehendem soll nun natürlich nicht gesagt sein, daß alle weiteren sekrektführenden Lücken immer lysigen oder schizolysigen sein müssen. Ich habe sowohl bei Coniferen (z. B. in der Rinde der Weißtanne und der Balsamtanne) als auch in der Fruchtschale von Myroxylon peruiferum sehr weite sekreterfüllte Höhlungen (Blasen, „Beulen") gefunden, die sich bei Verfolgung ihrer Entwicklungs-

[1]) Monogr. d. Bernsteinbäume S. 87.

[2]) Jahresbericht der Kremser Landes-Oberreal- u. Handelsschule. 1879 u. 1880.

[3]) Bot. Zeit. 1863.

[4]) Die sich bei der Bildung lysigener Gewebslücken abspielenden Vorgänge sind neuerdings von Newcombe (the cause and conditions of lysigenous cavity formation. Annals of botany 1894, p. 403) studiert worden.

[5]) Tschirch, Untersuchungen über die harzführenden Sekretbehälter der Pflanzen. Sitzungsber. der Ges. naturforsch. Freunde 1889, S. 174.

[6]) Recherches sur les sécrétions végétales. Arch. sc. phys. et natur. Genève 1896. Oktober.

[7]) Harz (Bull. der kais. Ges. der Naturf. in Moskau 1868) meint, daß hier die Zellwand das Material zur Harzbildung liefert.

geschichte als rein schizogen erwiesen. Bei den Myroxylonkanälen kann man aber eine lysigene Erweiternng, wenigstens der größten Kanäle feststellen.

Nachdem sich durch vorstehende Ausführungen, soweit sich dieselben auf die schizolysigenen Sekretbehälter beziehen, die vielfachen Widersprüche zwischen den Angaben einerseits Franks und van Tieghems, andererseits Martinets, Chatins und Rauters dahin aufgeklärt haben, daß gewissermaßen beide Parteien Recht haben, indem hier schizogene Räume sich lysigen erweitern, mußte die Frage entstehen, warum eigentlich die Myrtaceen so vielfach mit den Rutaceen, deren Behälter nur Engler auch jetzt noch für lysigen hält[1]) in einen Topf geworfen wurden. Ich habe die Frage durch einen meiner Schüler, Herrn Lutz, untersuchen lassen[2]) und feststellen können, daß bei diesen, deren schizogene Genese seit Franks Untersuchungen trotz der Einwände von Martinet und Chatin feststand — nur Niedenzu[3]) hält irrtümlich die Myrtaceenbehälter auch heute noch für lysigen —, die divergierende Ansicht daher kommt, daß die den Behälter umgebenden Zellschichten, vornehmlich das Sezernierungsepithel obliterieren. Eine Lösung findet nicht statt. Ich nenne diese Behälter, die einen Übergang von den schizogenen zu den schizolysigenen bilden: „oblitoschizogene". Einen besonderen Fall von Obliteration des ganzen Sekretbehälters habe ich bei der Frucht des Coriander beobachtet.[4])

Gelegentlich der Bearbeitung der Tafeln meines Anatomischen Atlas, den ich mit Herrn Prof. Oesterle herausgegeben habe[5]) und der gewissermaßen den zweiten Band der Angewandten Pflanzenanatomie bildet, habe ich dann den Sekretbehältern fortdauernd meine Aufmerksamkeit gewidmet und zahlreiche Details daselbst mitgeteilt.[6]) Die Untersuchungen lieferten mir zahlreiche Bestätigungen meiner soeben vorgetragenen Anschauungen über die Entstehung der Sekretbehälter.

[1]) Rutaceae in Engler-Prantls Pflanzenfamilien. 1896. III, Abt. 4. S. 98.

[2]) Die oblitoschizogenen Sekretbehälter der Myrtaceen. Dissertation. Bern 1895. (Auch Bot. Centralbl. 64. B. 1895.)

[3]) Myrtaceae in Engler-Prantls Natürlichen Pflanzenfamilien. 1893. III, 7. Abt. S. 58; wohl gestützt auf die irrtümliche Bemerkung von J. Sachs (Vorlesungen S. 218).

[4]) Vgl. auch Bochmann, Beitr. z. Entwicklgesch. offiz. Samen u. Früchte. Diss. Bern 1901. Mit 3 Taf.

[5]) Anatomischer Atlas der Pharmakognosie und Nahrungsmittelkunde. Leipzig 1893—1898.

[6]) So im Text zu den Tafeln 1, 13, 14, 37, 63, 69 und 70. Vgl. auch die Tafel 57 der Pflanzenphysiolog. Wandtafeln, die ich mit Frank zusammen herausgegeben.

Soviel über die Entwicklungsgeschichte und die morphologisch-anatomische Bedeutung der Sekretbehälter, ihre Verteilung im Pflanzenkörper ist nicht Gegenstand meiner Untersuchungen gewesen. Ich konnte um so eher darüber hinweggehen, als wir namentlich durch die französischen Forscher Trécul[1]) und van Tieghem,[2]) dann durch Solereders wertvolle Zusammenstellung[3]) über diesen Punkt ausreichend orientiert wurden und auch in zahlreichen anderen Publikationen darauf Rücksicht genommen wird, so in den Arbeiten von Vuillemin[4]) für die Kompositen, von Thomas,[5]) Engelmann,[6]) Bertrand,[7]) MacNab,[8]) Maxwell Master,[9]) Mayr,[10]) Willi Meyer,[11]) F. Thomas[12]) u. A. für die Coniferen, von Engler für die Rutaceen, von Klöppel[13]) für die Büttneriaceen, von Konrad Müller[14]) für die Clusiaceen, Hypericaceen, Dipterocarpeen und Ternstroemiaceen, ferner von N. J. C. Müller[15]) für die Kompositen, Umbelliferen und Coniferen, von de Bary und C. Müller für die Umbelliferen und Araliaceen.[16]) Es geschah dies zum Teil deshalb, um die Sekretbehälter systematisch zu verwerten. Am frühesten ist dies bei den Coniferen und Umbelliferen geschehen,[17]) aber auch bei anderen

[1]) Vgl. die Anmerkung auf S. 1101. — Ferner: Résumé d'observations sur les vaisseaux et les sucs propres. Ann. sc. nat. 5 Sér. T. V (1866).

[2]) Mém. sur les can. sécrét. Ann. sc. nat. 5 Sér. T. XVI (1872) und Second mém. sur les can. sécrét. Ann. sc. nat. 7 Sér. T. I (1885).

[3]) Vergleich. Anatomie der Dikotylen 1899.

[4]) Remarques sur la situation de l'appareil sécréteur des composés. Bull. soc. bot. 31 (1884), p. 108. Vgl. auch Gerdts, Bau u. Entw. d. Kompositenfrucht Diss. Bern. 1905 mit 63 Abbild. und Col, Rech. s. l'app. sécret. int. d. Composées Thèse Paris 1903.

[5]) Anatomie der Coniferenblätter. Pringsh. Jahrb. 4, S. 23.

[6]) Transact. ac. of sc. of St. Louis IV (1880).

[7]) Ann. sc. nat. 5 Sér. T. XX.

[8]) Transact. bot. soc. Edinburgh 1876 u. 1877.

[9]) Journ. Linn. Soc. XVIII.

[10]) Bot. Centralbl. (1884) XX, S. 23.

[11]) Dissertation. Königsberg 1883.

[12]) De foliorum frond. coniferarum structura anatom. Dissertation. Berlin 1863.

[13]) Über Sekretbehälter bei Büttneriaceen. Dissertation. Halle 1885.

[14]) Vgl. Unters. der anatom. Verhältnisse der Clusiaceen usw. Dissertation. Kiel 1882.

[15]) Pringsheims Jahrb. 5, S. 385 und besonders S. 422.

[16]) Ber. d. bot. Ges. 1887, S. 20.

[17]) Bei den Coniferen besonders bei den Nadeln. Vgl. auch meine Mitteilung. Kleine Beitr. z. Pharmakobotanik (IX) in Schweiz. Wochenschr. f. Chem. u. Pharm. 1903. Bei den Umbelliferen hat G. F. Hoffmann (Genera plantarum Umbelliferarum usw. Moskau 1814), der die von Ramond entdeckten vittae zuerst beschrieb und benannte, dieselben bereits zur Einteilung benutzt.

Familien, wie z. B. den Araliaceen, Dipterocarpeen, Ternstroemiaceen, Corneen, Rutaceen, Simarubeen, Clusiaceen, Kompositen hat man sich ihrer, besonders von seiten derjenigen Systematiker, die die Anatomie heranziehen, bedient, um Verwandtschaften aufzusuchen oder Vereinigtes zu trennen.[1]) Die „durchsichtigen Punkte" der Blätter, bei denen ja die Sekretbehälter in hervorragender Weise beteiligt sind, haben durch Bokorny[2]) und Blenk[3]) anatomisch-systematische Bearbeitung gefunden. Endlich sind die Sekretbehälter zur Diagnose beispielsweise von Drogen vielfach benutzt worden,[4]) ja sie spielen sogar bei der Anwendung der vergleichenden Anatomie auf pharmakognostische Fragen von jeher eine Rolle.

Figur 86.

Das Anastomosennetz der Sekretkanäle des Holzes von Copaifera.

Nach Guignard (Planchon-Collin).

An dieser Stelle sei auch noch als für unsere Betrachtung wichtig hervorgehoben, daß die schizogenen Sekretkanäle sehr häufig untereinander kommunizieren, ja große, reichverzweigte anastomosierende Netze bilden, wie dies schon Mohl erwähnt und später Mayr, Guignard und andere[5]) besonders für stark harzende

[1]) Man vgl. z. B. die Sekrete führenden Familien in Engler-Prantls Pflanzenfamilien und Solereders, Systematische Anatomie.

[2]) Dissertation. München 1882 (u. Flora 1882).

[3]) Dissertation. Erlangen 1884 (u. Flora 1884).

[4]) So von Berg (Atlas der pharmaz. Waarenkunde) und von mir (Angewandte Anatomie und Anatom. Atlas der Pharmakognosie von Tschirch und Oesterle).

[5]) z. B. Godfrin, Traj. des canaux résineux dans les parties caulinaires du Sapin argenté Compt. rend. 1894 Apr. Ganz ähnlich wie bei Copaifera liegen die Dinge offenbar bei der Caesalpiniacee Daniella (Guignard, Journ. de Bot. XVI.)

Pflanzen feststellten. Diese Tatsache erklärt den reichlichen Balsamaustritt bei einfachen Verletzungen, z. B. bei Copaifera- und Dipterocarpusarten und hat sogar dazu geführt, die Harzgänge für die leitenden Organe des Nahrungssaftes anzusehen,[1]) wie man die Gummigänge, bei denen ja die Verhältnisse ähnlich liegen, ebenfalls als Nahrungsleiter betrachtet hatte.[2])

II.
Terminologie.

Die oben erwähnte Bezeichnung der „sekretführenden Destruktionslücken" gibt Gelegenheit, mit einigen Worten auf die Terminologie der Sekretbehälter überhaupt einzugehen.

Dem Umstande, daß die Sekretbehälter einen eigentümlichen Saft enthalten, der von dem gewöhnlichen Zellsafte abweicht, verdanken sie nicht nur ihre Entdeckung, sondern auch ihre ersten Namen. Vascula peculiaria nannte sie Malpighi,[3]) der die Gänge der Nadelhölzer und des Sumach bereits beschrieb, die von N. Grew an bis auf Bernhardi[4]) und Viviani[5]) so oft als Untersuchungsobjekt dienten. N. Grew[6]) kannte die gum vessels and resiniferous als „vasa propria", eigene Gefäße, und dieser Name ist ihnen lange geblieben. Wir finden ihn bei du Hamel de Monceau,[7]) bei Kieser[8]) u. a. Aber man verstand damals alles Mögliche darunter. Natürlich wurden die Milchröhren zunächst unter dem gleichen Namen begriffen. Ja sie sind erst verhältnismäßig spät durch Meyen[9]) und eine ungenannte Wohltäterin,[10]) der wir auch die Kenntnis der Thyllen verdanken, davon abgetrennt worden.[11]) So sind unter Moldenhawers vasa medullaria, Mirbels einfachen Röhren, Links Opangia, Sprengels gestreckten Zellen und Lücken im Zellgewebe und De Candolles réservoirs du suc propre sowohl Sekretbehälter wie Milchröhren zu

[1]) Hamilton, Notes on the Resin canals in Conifers. Dublin 1879.

[2]) Morren; Bull acad. roy. de Brux. VI.

[3]) Opera omnia.

[4]) Beobachtungen über die Pflanzengefäße u. eine neue Art derselben. Erfurt 1805.

[5]) Della struttura degli organi elementari nelle piante etc. Genova 1831. p. 252.

[6]) The anatomy of plants. 1682.

[7]) Naturgeschichte der Bäume. 1764.

[8]) Grundzüge der Anatomie der Pflanze. 1815.

[9]) Neues System der Pflanzenphysiologie. 1837.

[10]) Die Milchsaftgefäße, ihr Ursprung und ihre Entwicklung. Von einem Ungenannten (angeblich Fräulein von Reichenbach). Bot. Zeit. 1846, S. 866.

[11]) Neuerdings hat Trécul (Nécessité de la réunion des canaux sécréteurs aux vaisseaux du latex. Compt. rend. 101 (1887), p. 1034) vorgeschlagen, alle milchsaftführenden Organe, welcher Art sie auch seien, wieder zu vereinigen.

verstehen. Immerhin unterscheidet De Candolle[1]) schon gut die blasenförmigen Behälter der Myrtaceen und Rutaceen (réservoirs vésiculaires), die vittae der Umbelliferen (res. in coecum) und die röhrenförmigen Gänge (res. tubuleux), welch' letztere Mirbel vaisseaux propres solitaires taufte, von den vaisseaux propres fasciculaires, den Milchröhren der Apocyneen.

Konfusion wurde durch das Wort „Drüse" (glande) in die Sache gebracht. Guettard[2]) scheint es gewesen zu sein, der in seinen für die Hautdrüsen grundlegenden Arbeiten das Wort Drüse zuerst auch auf die inneren Drüsen, z. B. der Rutaceen, angewendet hat, die er glandes vésiculaires nennt. Ihm folgte Schrank,[3]) dessen „Nebengefäße" nun gar alles Mögliche umfassen (damals rechnete man auch die Haare, Spaltöffnungen u. a. zu den Drüsen) und Mirbel,[4]) die beide im großen und ganzen sich Guettard anschließen, besonders bezw. der glandes vésiculaires. De Candolle, der den Begriff Drüse zuerst wesentlich einschränkte, rechnet doch auch noch — wie aus obigem ersichtlich — die Behälter der Rutaceen zu den Drüsen (glandulae vesicales, gl. vésiculaires), die Meyen,[5]) wie neuerdings auch Haberlandt,[6]) als „innere Drüsen", Martinet[7]) als „glandes intérieures", Schrank als glandes de chair, Link als „vertiefte Drüsen", glandulae impressae (gl. déprimés) bezeichnen. Ja, bis in die neueste Zeit[8]) finden wir, obwohl bereits A. de St. Hilaire[9]) sie als „fausses glandes" (glandulae spuriae) bezeichnete, das Wort Drüse noch für diese Bildungen in Anwendung, besonders da Sachs[10]) den

[1]) Organographie der Gewächse. 1828.

[2]) Premier mémoire sur les corps glanduleux des plantes, leurs filets ou poils et les matières qui suintent des uns et des autres. Mém. d. l'acad. royale des sciences, 1745, p. 261; II. ebenda 1747. p. 515; III. 1747. p. 604; IV. 1748. p. 441; V. 1749, p. 322; VI. 1749, p. 392; VII. 1750, p. 179; VIII. 1750, p. 345; IX. 1751, p. 331; X. 1756, p. 307.

[3]) Von den Nebengefäßen der Pflanzen und ihrem Nutzen. Halle 1794.

[4]) Éléments de physiol. végét. et de bot. Paris 1815 und Mém. du Mus. d'Hist. nat. IX.

[5]) Neues System der Pflanzenphys. 1838. II, S. 481.

[6]) Phys. Pflanzenanatomie. 1904, S. 453.

[7]) Ann. sc. nat. 5 Sér. T. XIV (1871).

[8]) Z. B. bei Wieler (Verhandl. d. naturh.-med. Ver. Heidelberg. N. F. II.): in Engler-Prantls Natürlichen Pflanzenfamilien; bei von Höhnel (Sitzungsberichte der Wiener Akademie 1881) und auch Haberlandt nennt sie in seiner Physiologischen Pflanzenanatomie. 2. Aufl., 1896, S. 437 „innere Drüsen". (Man vgl. die Rechtfertigung Haberlandts a. a. O. (auf S. 453).

[9]) Legons de botanique. Paris 1810.

[10]) Lehrbuch der Botanik. IV. Leipzig 1874. Vgl. auch dessen Vorlesungen über Pflanzenphysiologie; dort werden innere und äußere Drüsen unterschieden (S. 217).

Begriff Drüse sogar ausschließlich auf die kugelig-ovalen Sekretbehälter besonders der Rutaceen und Myrtaceen eingeschränkt wissen will. De Bary[1]) gab diesen „Ölsäcken", wie sie Schultz[2]) nicht übel nannte, dann den Namen „Öllücken". Ich habe in meiner Angewandten Anatomie die wohl von Meyen[3]) zuerst benutzte Bezeichnung Sekret- oder Exkret-Behälter angenommen,[4]) eine Bezeichnung, die in den deutschen Publikationen oft wiederkehrt, begreife darunter aber alle, sowohl die schizogenen wie die lysigenen Sekretbehälter im Innern der Pflanzenorgane, sowohl die langen Balsamgänge bez. Kanäle wie die kurzen ovalen Säcke. Immerhin erscheint der Ausdruck Balsam- oder Harzbehälter (Haberlandt sagt Sekretbehälter), besonders für die kurzen Behälter (z. B. der Myrtaceen, Rutaceen, Hypericineen) geeignet,[5]) die ich aber auch — konform der französischen Terminologie — als Sekrettaschen bezeichnen will, während man die langen (z. B. die der Coniferen und Umbelliferen) als Sekretgänge oder Kanäle davon unterscheiden kann[6]) und den Ausdruck „sekretführende Destruktionslücken" oder kürzer „Sekretlücken" für die rein lysigenen (z. B. die Harzgallen) reservieren sollte.

Die kurzen Balsambehälter werden nämlich von van Tieghem[7]) und Frl. Leblois[8]) jetzt als „poches sécrétrices", „poches resinifères" von den „canaux sécréteurs" abgetrennt — Sekrettaschen ist in der Tat auch ein ganz bezeichnender Name. Die langen haben, seit Meyen[9]) sie „Harzgänge" nannte, diesen Namen behalten, der promiscue mit „Harzkanäle" oder „Sekretionskanäle" (Sachs) angewendet wird.[10]) Haberlandt[11]) spricht von „gangartigen Sekretions-

[1]) Anatomie S. 216.

[2]) Die Natur der lebenden Pflanzen. I.

[3]) Neues System der Pflanzenphysiologie. 1837. S. 317. Willdenow, Grundriß d. Kräuterkunde, Berlin 1810, begreift unter „Behälter", folliculi cellulares, die Harzkanäle, die Sekrettaschen und die Milchröhren.

[4]) Angewandte Pflanzenanatomie. 1889. S. 508.

[5]) Kienast benutzt ihn in diesem Sinne.

[6]) Ähnlich unterscheidet Unger (Anatomie und Physiologie. 1855. S. 204) die kurzen als „Saftbehälter" von den langen Saftgängen. Der Name Saftgänge findet sich noch im Leunis-Frank (1883).

[7]) Ann. sc. nat. 7 Sér. T. I (1885).

[8]) Ann. sc. nat. 7 Sér. T. VI (1887), p. 247.

[9]) Sekretionsorgane S. 18.

[10]) So von Mohl, Schleiden, der Ungenannten, Morren, de Bary, Sachs, Mayr, Kreuz, Hanausek.

[11]) Phys. Pflanzenanat. 1904, S. 457.

organen", (Öl-, Harz-, Schleim- und Gummi-Gängen). Der Name „Harzgefäß" hat sich glücklicherweise nicht eingebürgert. Bei den Franzosen ist auch die schon bei De Candolle sich findende Bezeichnung „réservoire" gebräuchlich.

Der Ausdruck „schizogen" für die interzellularen Sekretbehälter stammt von de Bary.[1]) Er ist ziemlich allgemein adoptiert worden, doch schlägt Arthur Meyer[2]) statt seiner die Bezeichnung „interzellulare Sekretbehälter" vor. Die von mir[3]) als „schizolysigen" bezeichneten Sekretbehälter nennt A. Meyer symplastische.[4]) Für die Myrtaceenbehälter, die eine obliterierende Randschicht besitzen, also gewissermaßen zwischen den schizogenen und den schizolysigenen Behältern liegen, habe ich die Bezeichnung „oblitoschizogen" vorgeschlagen. Die als synonym mit lysigen von de Bary vorgeschlagene Bezeichnung rhexigen hat sich nicht eingebürgert.

III.

Der Sitz der Sekretbildung und die resinogene Schicht. Die schizogenen Sekretbehälter.

Im vorstehenden ist über die Sekretbehälter schizogener, oblitoschizogener, schizolysigener und lysigener Natur in bezug auf ihre Entwicklungsgeschichte und Bezeichnung berichtet und gezeigt worden, daß die ersten drei Gruppen von einem Interzellularkanal ausgehen.

Wo ist nun der Sitz der Sekretbildung?

Die Anschauungen hierüber gingen früher weit auseinander. Karsten,[5]) Wigand,[6]) Wiesner[7]) und Möller[8]) nahmen an, daß das Harz durch rückschreitende Metamorphose der Zellwand entsteht oder durch Umbildung aus Stärkekörnern. Letztere Auffassung teilt auch Hanausek[9]) für das Pfefferharz. Dippel dagegen meint,[10]) daß

[1]) Anatomie S. 209.
[2]) Drogenkunde S. 81.
[3]) Sitzungsber. Ges. Naturf. Freunde. Berlin 1889.
[4]) a. a. O. S. 79.
[5]) Bot. Zeit. 1857.
[6]) Bot. Zeit. 1850, Pringsheims Jahrb. 3.
[7]) Sitzungsberichte der Wiener Akademie 1865.
[8]) Mitteil. der k. k. forstl. Versuchsleit. für Österreich. III. Heft.
[9]) Programm der k. k. Staatsrealschule am Schottenfelde. Wien 1886.
[10]) Bot. Zeit. 1863.

die Auflösung der Membranen, wo sie überhaupt vorkomme, ein sekundärer Prozeß sei.[1]) Die Stärke liefert das Material für die Harzbildung. Mohl[2]) äußert sich bei den Coniferen dahin, „die Organe der Harzabsonderung bestehen immer aus erweiterten, zwischen den parenchymatösen Zellen der Rinde gelegenen Interzellularräumen, deren nächste Umgebung aus einer einfachen oder mehrfachen Schicht von kleinen, enge aneinander schließenden Zellen gebildet ist, welche als die Organe zu betrachten sind, die das Harz bereiten und in den von ihnen umgebenen Hohlraum ausscheiden." Die Vorstellung, daß die sezernierenden Zellen, die den Kanal umgeben, es sind, die den Balsam bereiten und durch ihre Wand in den Interzellularkanal sezernieren, eine Anschauung, der wir wohl zuerst bei Meyen[3]) begegnen und die dann von den meisten späteren Autoren (für die Gummigänge der Cycadeen auch von Morren)[4]) geteilt wird, wird aber bereits von Meyen als „wunderbar" bezeichnet. „Das Wunderbare liegt aber hier eigentlich nur darin," sagt er, „das diese Zellen den Stoff nach außen hin, nämlich in den Kanal ablagern, den sie umschließen, während sie im gewöhnlichen Falle eben diese Stoffe in ihrem Innern erzeugen und auch ebendaselbst aufbewahren." Meyen erkannte also bereits ganz richtig, daß eigentlich kein Grund vorliegt, warum die Pflanze einen besonderen Kanal bildet, wo sie doch das Sekret in den Zellen, die es bilden, auch deponieren kann. „Man betrachtet," sagt Meyen an einer anderen Stelle,[5]) „diese Sekretionsorgane als entstanden aus erweiterten Interzellulargängen, doch darf man dieselben nicht für bloße Behälter ansehen, worin die Sekrete aufbewahrt werden, sondern man muß die Behälter mit der Höhle im Innern der inneren Drüse vergleichen und die Zellen, welche die Wände der Behälter bilden, als absondernde Drüse betrachten."

Jedoch findet Meyen auch außerhalb des Kanals und der sezernierenden Zellen Harz. Man wird finden, „daß die Absonderung des Harzes z. B. bei unseren Coniferen nicht nur durch diejenigen Zellen ausgeführt wird, welche die Harzgänge der Rinde und des Holzes bilden, sondern daß noch mehr oder weniger große Massen der Zellen des Holzkörpers, ja oftmals der ganze Holzkörper des Stammes dieser Bäume durch und durch mit einem ähnlichen Harze durchzogen ist,

[1]) Vgl. oben S. 1100.

[2]) Über die Gewinnung des venetianischen Terpentins. Bot. Zeit. 1859. S. 329.

[3]) Sekretionsorgane. 1837, S. 18.

[4]) Bull. de l'acad. roy. de Brux. T. VI.

[5]) Neues System der Pflanzenphysiologie. 1837. II. 486. „Von der Absonderung des Harzes, Gummis und der ätherischen Öle."

welches zuerst in den Zellen abgesondert ist, dann die Membranen der Zellen durchdringt, dieselben damit imprägniert und dann sogar die Zellen aus ihrer gegenseitigen Verbindung treibt".

Diesen Gedanken Meyens hat dann N. J. C. Müller[1]) weiter ausgebaut. Müller, der die Ansicht Karstens und Wigands von der lysigenen Genese der Behälter der Coniferen, Umbelliferen, Araliaceen und Kompositen erfolgreich bekämpfte, sah Harz in allen Zellen des Querschnittes, selbst im Cambium, mit Ausnahme des Korkes und der Gefäße, vorzugsweise aber in den sezernierenden Zellen und gelangt zu dem Schlusse, daß die Harzmassen des Ganges „nicht anders in ihn hineingelangen konnten, als durch Wanderung durch viele Zellmembranen". Die Frage, warum die Harzgänge gerade die Zielpunkte dieser Diffusionsströme sind, bleibt ungelöst. Hanstein[2]) will sogar gesehen haben, wie Balsamtröpfchen durch den Plasmaschlauch und die Membran hindurchdrangen; allerdings nicht bei Sekretgängen, aber bei sezernierenden Haaren (Hautdrüsen). Wir werden aber weiter unten sehen, daß dieselben viel Ähnliches darbieten. N. J. C. Müller nimmt also ebenso wie Hanstein und auch Dippel[3]) an, daß die wasserdurchtränkte pflanzliche Zellmembran für Harz bezw. Balsam permeabel ist, ja, da das Harz von weither in den Kanal wandert, in hervorragendem Maße dafür permeabel sein muß, während Wigand und Karsten die lebende Zellwand für undurchdringlich für Harz halten. Müller stützt sich bei seiner Annahme auf einen für die vorliegende Frage nicht beweiskräftigen Versuch Hofmeisters,[4]) daß Zellmembranen (Schnitte von Phytelephasendosperm), die mit Wasser resp. einer wässerigen Flüssigkeit durchtränkt sind, beim Einlegen in Zitronenöl sich mit diesem imbibieren und umgekehrt mit Zitronenöl imbibierte beim Eintauchen in Wasser dieses aufnehmen und Zitronenöl ausscheiden (ein Versuch, gegen den sich manches einwenden läßt), sowie ferner auf die eigene Beobachtung, daß die übrigen Zellen des Gewebes ätherisches Öl früher enthalten als im Gange eine Spur davon nachweislich ist, das Harz also durch die wasserdurchtränkte Membran hindurch in den Kanal wandern muß. Das letztere wäre nun schon ein richtiger Schluß, wenn die Beobachtung richtig wäre. Aber zahlreiche neuere Beobachtungen haben gezeigt, daß das Sekret zuerst im Gange auftritt. Diese Beobachtung hat wohl zuerst

[1]) Pringsheims Jahrb. 5 (1866).

[2]) Über die Organe der Harz- und Schleimabsonderung in den Laubknospen Bot. Zeit. 1868.

[3]) Bot. Zeit. 1863.

[4]) Pflanzenzelle. 1867, S. 226.

Sanio bei Coniferen gemacht.[1]) „Der Harzgehalt im Interzellulargang stellt sich mit dessen erster Bildung ein", sagt er und de Bary[2]) fügt, an die Saniosche Bemerkung anknüpfend, hinzu: „Soweit meine Beobachtungen reichen, ist in den Gängen der Kompositenwurzeln das sekretfreie Jugendstadium im besten Falle ein sehr schnell vorübergehendes, das Sekret ist schon sehr früh vorhanden, kann aber in den engen, jungen Gängen leicht übersehen werden". Auch aus den Abbildungen, die Franchimont[3]) seiner Abhandlung beigibt, geht hervor, daß er (nach Einlegen der ganzen Objekte in Kupferacetatlösung) Harzreaktion nur in den Kanälen der Coniferen, nicht im Sezernierungsepithel oder dem umgebenden Gewebe erhielt. Mayr[4]) drückt sich für die Coniferen sehr bestimmt aus: „Ich habe nie einen solchen auch noch so kleinen Interzellularraum ohne Harz gesehen", sagt er und fügt hinzu, „und habe auch nie eine Spur von Harz in den Auskleidungszellen selbst finden können". Mayr behauptet jedoch, daß später auch in den sezernierenden Zellen Harz auftrete. Er sagt (a. a. O. S. 10): „Die ersten Spuren von sichtbarem Harze innerhalb der Kanalzellen treten in dem Augenblicke auf, in dem der Harzgang sein definitives Lumen erreicht hat, also für weitere Aufnahme von Harz nicht mehr fähig ist". Auch Arthur Meyer[5]) konnte feststellen, daß bei Rhus sowohl wie bei den Vittae von Foeniculum und Angelica außerhalb der Gänge Sekret nicht vorkommt. Das stimmt nun auch ganz mit meinen Beobachtungen. Ich habe, entgegen den Angaben N. J. C. Müllers, Sachs[6]) und van Tieghems,[7]) die junge Sekretbehälter als sekretfrei bezeichnen, nicht nur bei Coniferen (Pinus, Abies, Picea), sondern auch bei Umbelliferen (Imperatoria, Levisticum, Vittae von Petroselinum) und Kompositen (Arnica, Inula), selbst in den jüngsten Stadien der Entwicklung

[1]) Anatomie der gemeinen Kiefer (II). Pringsh. Jahrb. IX. 1873, S. 101.

[2]) Anatomie S. 216.

[3]) Archives néerlandaises des sc. ex. et. nat. T. VI (1871), pl. VIII.

[4]) Entstehung und Verteilung der Sekretionsorgane der Fichte und Lärche. Bot. Centralbl. 1884 (XX), S. 87. Vgl. auch die Fig. 9, 14, 16, 20, 21. Neuerdings hat E. Schwabach (Ber. d. d. Bot. Ges. 1899, S. 291) Balsamtropfen in den sezernierenden Zellen der Kanäle der Nadeln einiger Coniferen gesehen. Ich bin der Ansicht, daß dieselben durch die Präparation dorthin gelangten oder kein Harzbalsam, sondern etwas anderes, vielleicht fettes Öl waren, obwohl Frau Schwabach dies bestreitet.

[5]) Über das Vorkommen von Kristallen in den Sekreten einiger Rhusarten. Arch. d. Pharm XVII (1879), S. 111 und Über die Entstehung der Scheidewände in dem sekretführenden, plasmafreien Interzellularraume. Bot. Zeit. 1889.

[6]) Vorlesungen über Pflanzenphysiologie.

[7]) Ann. sc. nat. 5 Sér. T. XVI.

stets Harz im Kanal gefunden.[1]) Ich kam gelegentlich dieser Untersuchungen zu der gleichen Vorstellung, die Mayr[2]) in die Worte zusammenfaßt: „Es scheint ein allgemeines Gesetz zu sein, daß Harz, sobald es einmal in sichtbarer Form innerhalb einer Zelle auftritt, die mit Wasser gesättigte Wandung, mag sie aus Cellulose bestehen oder verholzt sein, nicht mehr passieren kann", kann aber Mayr nicht beistimmen, wenn er in neuerdings veröffentlichten Thesen[3]) sagt: „Die Zellwand ist nur solange permeabel für Harz als sie im Wachstumsprozesse begriffen ist". Ich halte — und damit befinde ich mich in Übereinstimmung mit Wigand und Karsten — die Zellwand überhaupt nicht für permeabel für Harz bezw. Balsam. Denn so wenig man durch eine mit einer Harzlösung getränkte Membran Wasser oder durch eine mit Wasser getränkte eine Harzlösung filtrieren kann, ebensowenig filtriert Harzbalsam durch eine mit Wasser getränkte Zellwand selbst bei starkem osmotischen Drucke und bekanntlich sind — wie ja auch Mayr hervorhebt — alle Wände, selbst die Kernholzwandungen wasserhaltig. Daß „Harz" nicht durch Wände hindurch wandern kann, ist selbstverständlich, ebensowenig wie Stärkekörner dies können. Dennoch könnte man sich ja die Sache so vorstellen, daß die Wanderung ähnlich, wie wir sie uns bei der Stärke denken, erfolge, d. h. daß ihr eine Umwandlung in einen wasserlöslichen Körper voransgehe und Rückverwandlung folge. Eine solche doppelte Umwandlung wäre aber ein sehr tiefgreifender chemischer Prozeß, viel tiefgreifender als wie z. B. bei Umwandlung von Stärke in Zucker. Wenn wir also ohne diesen Prozeß bei unseren Vorstellungen über die Harzbildung auskommen, so ist dies sicher ein Vorteil und wir werden sehen, daß man sehr wohl ohne ihn auskommen kann, denn nichts spricht, wie gesagt, dafür, daß Harze oder Harzbalsame oder ätherisches Öl von Zelle zu Zelle im Pflanzenkörper wandern, sondern alles dafür, daß sie an den Orten ihrer Entstehung „an primärer Lagerstätte", wie ich das nennen will, verbleiben.

N. J. C. Müllers Anschauungen beruhen offenbar auf einer Irrtümer bedingenden Untersuchungsmethode. Er macht dünne Schnitte

[1]) Angewandte Anatomie (1889), S. 483 und Sitzungsberichte der Ges. naturf. Freunde. Nov. 1889. Vgl. ferner Bécheraz' Dissertation. Bern 1893.

[2]) Bot. Centralbl. XX, S. 283.

Das Harz der Nadelhölzer. Berlin (Springer) 1894. S. 8 und Das Harz der deutschen Nadelwaldbäume. Zeitschrift für Forst- und Jagdwesen 1893. S. 313. Mayr behauptet, daß später auch in den sezernierenden Zellen Harz auftrete. Er sagt (a. a. O. S. 10): „Die ersten Spuren von sichtbarem Harze innerhalb der Kanalzellen treten in dem Augenblicke auf, in dem der Harzgang sein definitives Lumen erreicht hat, also für weitere Aufnahme von Harz nicht mehr fähig ist."

durch die frischen Objekte, bringt sie in Wasser und legt ein Stückchen Alkannawurzel über das Präparat, legt das Deckglas darauf und fügt etwas Alkohol hinzu. Nach einigen Minuten wird das Alkannastückchen vom Präparat entfernt und dann beobachtet. Durch diese Methode ist alles andere eher möglich, als den Ort der natürlichen Lage flüssiger oder halbflüssiger Substanzen festzustellen. Schon das Messer verschmiert den Balsam über das ganze Präparat, dann sorgt das zweimal über das Präparat gebrachte Alkannastückchen und das zweimal daraufgebrachte Deckgläschen dafür, daß das Verschmieren fortgesetzt wird. Besonders bei dünnen Schnitten läßt sich, wie mich die Wiederholung des Versuches lehrte, gar nichts mehr schließen: der Balsam ist schließlich überall in allen Zellen, nur nicht im Harzkanal. Und in diesem gerade befindet er sich normalerweise. Man hat dann auch Osminumsäure als Reagens an Stelle der Alkanna empfohlen und benutzt (z. B. Mayr, A. Meyer), Hanstein hat neben Alkannatinktur ein Gemisch von Rosanilin und Anilinviolett empfohlen, welches Harzbalsam blau färbt, andere bedienen sich des Unverdorben-Franchimontschen Harzreagens,[1]) einer konzentrierten Lösung von Kupferacetat, welche in der Weise angewendet wird, daß man die ganzen Pflanzenteile in die Flüssigkeit legt und erst nach acht Tagen untersucht. Das Harz wird dadurch spangrün gefärbt.

Keine dieser Methoden ist ganz brauchbar. Denn abgesehen davon, daß Anilinfarben, Alkannin und Osminumsäure fette Öle ganz ebenso färben wie Balsamtropfen — also Verwechslungen nicht ausgeschlossen sind — liegt namentlich in der Herstellung dünner Schnitte durch frische, weichen Balsam enthaltende Pflanzenteile eine große Fehlerquelle. Ich habe daher nicht nur ausschließlich relativ dicke Schnitte untersucht, sondern die Pflanzenteile zuvor bei 100° langsam getrocknet. Das Trocknen muß durch lange Zeit hindurch fortgesetzt werden. Dadurch wird das ätherische Öl am Orte seiner ursprünglichen Lage verharzt und die Harzbalsame werden fest, sodaß sie durch das Messer nicht oder nur schwer aus den Behältern herausgerissen werden. Zur Tinktion des Harzes benutzte ich dann eine stark mit Wasser verdünnte Alkannatinktur (zwei Teile Tinktur auf fünf Teile Wasser), die Harz nicht mehr löst und doch noch gut tingiert und wusch das Präparat vorsichtig mit Wasser.

Untersucht man auf diese Weise z. B. die schizogenen Sekretbehälter junger Rhizome von Imperatoria Ostruthium oder von

[1]) Kon. Akad. van Wetenschappen. Amsterdam Nov. 1870 und Franchimont, Proefschrift. Leiden 1871.

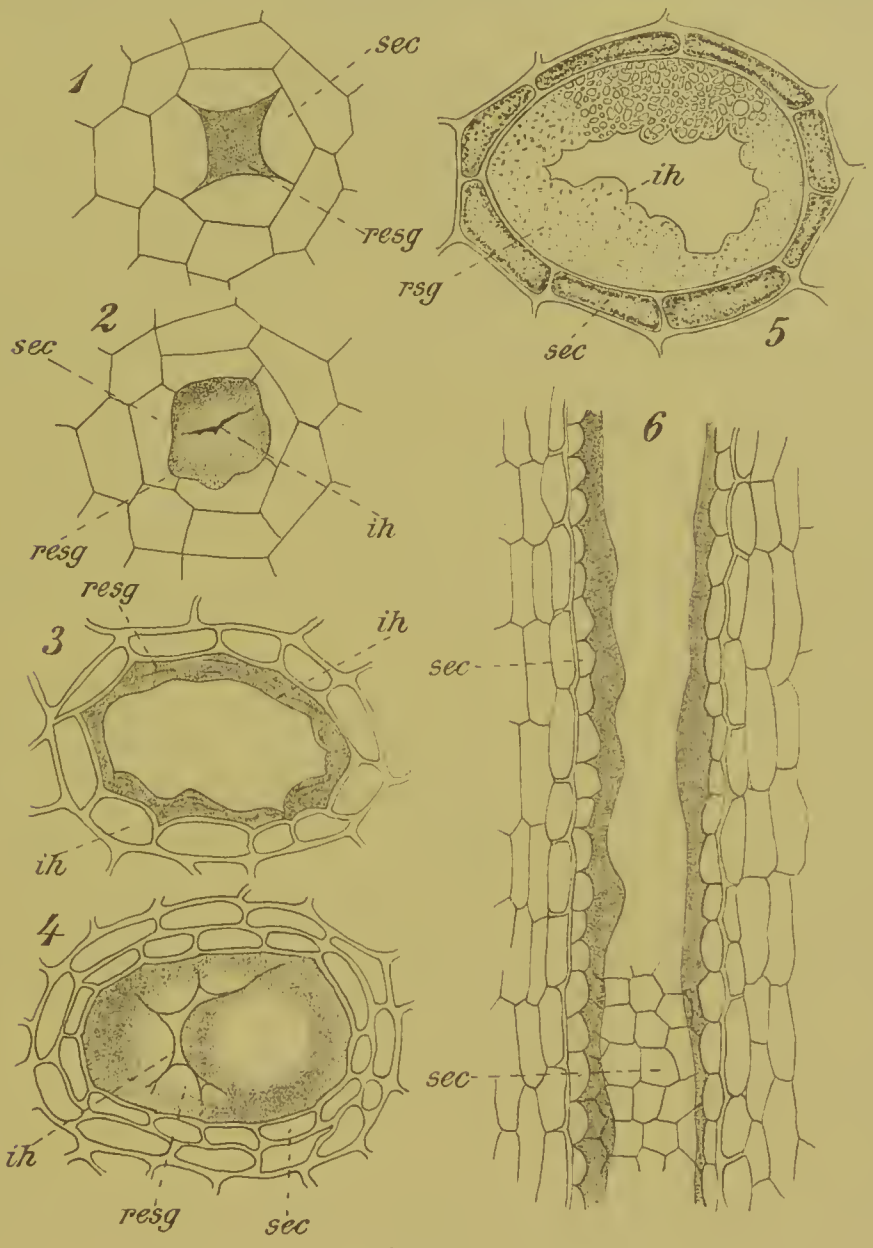
Arnica montana oder die der Blätter von Abies pectinata oder Nordmanni in ihren jüngsten Stadien, wenn sie eben erst durch Auseinanderweichen der Zellen entstanden sind, so findet man sie bereits mit einem Balsamtröpfchen erfüllt und das umgebende Gewebe, besonders die sezernierenden Zellen, sind sekretfrei.

Löst man alsdann das Harz mittelst Alkohol heraus, so bleibt noch ein kleiner Rückstand im Behälter zurück, der auf Wasserzusatz quillt und durch Alkohol sich kontrahiert, also den Charakter einer Schleimsubstanz besitzt. Sind die Kanäle nicht gar zu jung, so kann man an kontrahierten Präparaten deutlich feststellen, daß die Schleimsubstanz der gegen den Kanal gerichteten Wand den Sezernierungszellen aufgelagert und gegen den Kanal hin durch eine scharfe Linie abgegrenzt ist. Ganz junge Kanäle erfüllt jedoch die Masse scheinbar vollständig (Fig. 87_1). Bei der Kleinheit eines ganz jungen Ganges, z. B. bei Imperatoria oder Arnica, ist aber nicht genau zu sehen, ob die Erfüllung wirklich eine vollkommene ist. Aber schon in einem etwas späteren Stadium ist die Mitte des Kanals durchsichtiger geworden und nach Fortlösung des Harzes und Kontraktion durch Alkohol erscheint daselbst eine kleine Falte (Fig. 87_2). Dies ist bei Coniferen, Umbelliferen und Kompositen zu einer Zeit zu beobachten, wo in der den Kanal begrenzenden viergliederigen Zellreihe Radialteilungen meist noch nicht eingetreten sind. Diese Falte erweitert sich bald und nunmehr liegt in der Mitte des Kanals eine rundliche oder ovale Höhle. Dieselbe führt meist Harzbalsam, ganz besonders aber ist der nunmehr ziemlich stark herangewachsene Schleimbeleg der sezernierenden Zellen reichlich mit Harz durchtränkt. In ihm sehe ich die „resinogene Schicht“,[1]) das Laboratorium der Harzerzeugung (Fig. 87 resg).

Läßt man nämlich zu einem noch jungen, nicht völlig ausgebildeten Sekretbehälter aus schwach getrocknetem Rhizom von Imperatoria Ostruthium oder der Wurzel von Archangelica officinalis — die Coniferen- und Kompositengänge eignen sich weniger gut zu dem Versuch — zunächst verdünnten Alkohol treten und steigert die Stärke des Alkohols allmählich in der Weise, daß man links den schwächeren Alkohol absaugt und rechts vom Deckgläschen einen etwas stärkeren zutreten läßt, so beobachtet man, daß sich zunächst der Balsamtropfen im Innern des Kanals löst, dann die Randschicht des Kanals, die resinogene Schicht, die anfangs ein trübes Aussehen

[1]) Tschirch, Über die Bildung von Harzen und ätherischen Ölen im Pflanzenkörper. Pringsheims Jahrb. XXV (1893), S. 370 und Über den Ort der Öl- bezw. Harzbildung bei den schizogenen Sekretbehältern. Ber. d. bot. Ges. 1893, S. 201.

hatte, sich klärt, die dort zunächst wahrzunehmende Emulsion durch Lösung meist sehr kleiner Tröpfchen klarer und klarer wird und



Figur 87.

Schizogene Sekretbehälter.

1—3. Entwicklung eines Sekretganges im Rhizom von Imperatoria Ostruthium. 4. Fertiger Gang, die resinogene Schicht in Wasser stark gequollen. 5 und 6. Sekretgang aus der Wurzel von Archangelica officinalis im Quer- und Längsschnitt. Die resinogene Schicht zeigt wabige Struktur sec. Secernierungszellen. (Vgl. auch Taf. I der ersten Auflage dieses Buches.)

schließlich ein durchsichtiger Beleg zurückbleibt, der, wenn man die Balsamlösung zunächst mit Alkohol gut auswäscht, nach Zutritt von

Wasser aufquillt und dann bisweilen nahezu den ganzen Kanal erfüllt (Fig. 87_4). Das letztere ist nun freilich, wie es scheint, nur bei Kanälen der Fall, die noch nicht völlig entwickelt sind und wurde von mir bisher auch nur bei Umbelliferenkanälen beobachtet, aber eine Quellung ist fast immer zu beobachten. Dieselbe ist stark bei jungen Kanälen, schwächer bei alten und scheint ganz abhängig zu sein von der Tätigkeit des Kanals. Die resinogene Schicht alter Kanäle, die ihre sekretbildende Tätigkeit eingestellt hat, quillt auch nicht mehr oder nicht mehr stark. Schließlich wird sie resorbiert. Die Dicke der resinogenen Schicht im kontrahierten Zustande ist auch eine wechselnde, was sich besonders an Längsschnitten feststellen läßt. Oft ragt der Beleg in Form von Buckeln in den Sekretraum hinein (Arnica montana, Podocarpus neglecta). Ja, es ist eine gar nicht seltene Erscheinung, daß der Beleg auf der einen Seite dick, auf der anderen sehr dünn ist (dergleichen beobachtete ich z. B. bei den Vittae von Petroselinum, bei Garcinia, Podocarpus) oder gar nur bestimmte Stellen zu bevorzugen scheint (Abies, Araucaria, Garcinia, Amyris).

Als vorhanden konnte ich den Schleimbeleg, die resinogene Schicht, bei allen von mir untersuchten schizogenen Harzkanälen konstatieren. Er ist am besten bei den Umbelliferen zu sehen, so bei Wurzeln von Archangelica offic., Levisticum officinale und Pimpinella Saxifraga, Rhizomen von Imperatoria, ganz jungen Vittae von Petroselinum sativ. Aber auch bei Coniferenkanälen war er oft sehr schön zu beobachten, so z. B. bei Dammara alba und Podocarpus neglecta, bracteata, cupressina u. A. in Blatt- und Zweigrinde. Ferner habe ich ihn bei Abiesarten (A. pectinata, canadensis, Normanni), bei Picea vulgaris, Pinus Pumilio, Larix europaea (in Blatt und Rinde) gefunden. Bei den Kompositen, von denen ich freilich ganz junge Stadien nur wenig angesehen habe, ist er meist nicht so breit und deutlich, doch konnte ich ihn im Rhizom von Arnica und Inula und in den Wurzeln von Artemisia und Anacyclus gut beobachten. Von anderen Familien seien die Burseraceen (Amyris), Guttiferen (Calophyllum, Dipterocarpeen (Dipterocarpus), Clusiaceen (Garcinia), Pittosporeen (Pittosporum) und Araliaceen (Hedera) genannt, bei denen die resinogene Schicht in den Kanälen mehr oder weniger deutlich hervortritt.[1]) Ich habe die resinogene Schicht

[1]) Bez. der Details sei auf die Dissertation von A. Bécheraz, Über die Sekretbildung in den schizogenen Gängen (mit 2 Tafeln). Bern 1893, sowie auf die Tafeln der I. Aufl. dieses Buches verwiesen.

wiederholt abgebildet und besprochen in meinem Anatomischen Atlas[1]) und auch auf Taf. 57 der Pflanzenphysiologischen Wandtafeln[2]) finden sich Darstellungen derselben.

Über den feineren Bau der resinogenen Schicht ist folgendes zu sagen. In den jüngsten Stadien der Entwicklung ist sie ziemlich homogen, doch ließ sich frühzeitig schon eine gewisse Differenzierung nachweisen. Sie erscheint bisweilen dichter gegen die Wand der Epithelzellen und weniger dicht gegen den Kanal (Arnica). Quellbar ist sie, wie schon erwähnt, meist, doch in sehr verschiedenem Grade. Bei älteren Kanälen von Inula muß man schon Kali anwenden, um Quellung hervorzurufen, ja manchmal (Artemisia) quillt die resinogene Schicht alter Kanäle gar nicht mehr. Auch das ihr eingelagerte Harz ist nicht immer leicht in Alkohol löslich. Bisweilen muß man schon Äther anwenden, um es herauszulösen.

Schichtung zeigt die resinogene Schicht selten, wohl aber kann man oft eine wabige oder schwammige Struktur beobachten, die ich, nachdem ich erst einmal auf dieselbe aufmerksam wurde, oft konstatieren konnte; niemals freilich so schön wie bei den Gängen der Wurzel von Archangelica (Fig. 87_5) und der Rinde von Dammara alba. Bei diesen Pflanzen, aber auch bei anderen läßt sich ohne Schwierigkeit konstatieren, daß die Harztröpfchen in den Höhlungen des Schwammes sitzen. Die schaumige Beschaffenheit des resinogenen Beleges rührt also daher, daß in eine schleimige Grundmasse Balsamtröpfchen eingelagert sind. Da nun der Harzbalsam, wie die Beobachtung lehrt, zuerst hier und hier auch später vorwiegend, wenn nicht ausschließlich entsteht, so sind wir berechtigt, dem Schleimbeleg den Namen „resinogen“ zu geben und in ihm das Laboratorium der Harzerzeugung anzunehmen. Einen weiteren Beleg für diese Annahme sehe ich in der Tatsache, daß der resinogene Beleg im Alter zugrunde geht. Es ist ja bei den langen schizogenen Kanälen sehr schwer zu sagen, wann die Sekretbildung in ihnen erlischt und wann demnach der resinogene Beleg als nicht mehr funktionierend zu betrachten ist, aber soviel steht fest, daß die Quellungsfähigkeit des Beleges sowohl wie seine Breite mit dem Alter der Kanäle abnimmt und daß man oft sogar den Eindruck erhält, als sei in alten Kanälen der Beleg mehr oder weniger völlig resorbiert. Bei den Sekrettaschen liegen die Verhältnisse noch klarer und sollen daher dort erörtert werden.

[1]) Anatom. Atlas d. Pharmakognosie von Tschirch und Oesterle. Taf. 1, 38 u. 63.

[2]) Pflanzenphys. Wandtafeln von Frank u. Tschirch. Berlin. P. Parey.

Die wabige Struktur des resinogenen Beleges ist aber, wie gesagt, nicht immer deutlich. Oftmals erscheint er besonders nach Anwendung von Quellungsmitteln ziemlich homogen, noch öfter aber findet man in ihm Körnchen, Stäbchen oder Fäden (Fig. 87).

Dieselben durchsetzen meist die ganze Masse, bevorzugen jedoch bisweilen die gegen den Kanal hin liegenden Partien und fehlen den den Sezernierungszellen aufliegenden Teilen, woselbst dann der Beleg dichter erscheint und in seinem Lichtbrechungsvermögen ganz einer Schleimmembran gleicht. Ob diese Körnchen und Stäbchen, die oft ganz den Eindruck von Bakterien machen, die Fragmente des Wabengerüstes sind, woran man zunächst denken könnte, konnte ich nicht entscheiden. Jedenfalls muß außer der Gerüstsubstanz resp. den Körnchen noch ein zweiter Körper in dem resinogenen Belege — wenigstens bisweilen — vorhanden sein, denn die Körnchen verhalten sich Reagentien gegenüber viel resistenter als die übrige Substanz, sind z. B. meist sogar gegen die Schultzesche Maceration widerstandsfähig (Abies pectinata). Der übrige Beleg verhält sich Reagentien gegenüber folgendermaßen: Er quillt in Wasser, Chloral und Kali, wird durch Alkohol kontrahiert, gegen Millons Reagens verhält er sich auch beim Erwärmen indifferent, er färbt sich mit Jod, Jod-Schwefelsäure und Chlorzinkjod gelb bis gelbbraun — gehört also zu den echten Schleimen[1]) —, ist resistent gegen Salzsäure und Schwefelsäure und löst sich in Schultzescher Flüssigkeit, Tinktionsmittel geben keine klare Reaktion.

Ganz ähnliche Reaktionen wie die Körnchen der resinogenen Schicht zeigt nun auch noch eine sehr zarte Haut, die die resinogene Schicht gegen den Kanal hin abschließt. Ich habe diese zarte Haut „innere Haut“ genannt. Sie ist unlöslich in Schwefelsäure und auch gegen Schultzesche Mischung widerstandsfähig, löst sich aber in Chromsäure. Diese innere Haut zeigt also in mancher Beziehung Ähnlichkeit mit der Cuticula. Jedenfalls schließt sie die resinogene Schicht meist mit scharfer Kontur nach innen ab. Sie ist aber nicht immer gut zu sehen und meist äußerst zart, trägt überhaupt vielfach mehr den Charakter eines Grenzhäutchens. Ich habe sie bei Umbelliferen, Coniferen und Kompositen gefunden. Ob sie für Harzbalsam permeabel ist oder denselben durch Löcher austreten läßt, war mir nicht möglich zu entscheiden. Manchmal schien es mir, als ob der Balsam überhaupt nicht die resinogene Schicht verlassen habe. Der im Kanal sich findende Balsam würde alsdann erst durch die Präparation

[1]) Angewandte Anatomie S. 193 (die Schleimmembran).

dahin gelangt sein. Bei jungen Kanälen mag dies bisweilen der Fall sein, bei alten findet man aber bestimmt Sekret im Kanal. In diesen ist alsdann die resinogene Schicht oft schon stark zusammengefallen oder gar ganz oder teilweise resorbiert. Es scheint, daß schließlich in vielen Fällen die resinogene Schicht aufgebraucht wird.

Als was haben wir nun die resinogene Schicht zu betrachten? Da sie einen Interzellularkanal auskleidet, ganz sicher nicht als einen Bestandteil des Zellinhalts. Sie darf wohl als zur Membran gehörig angesehen werden und ist vielleicht als die gegen den Interzellularkanal gerichtete verschleimte Membranpartie der Sezernierungszellen anzusehen, der die Fähigkeit zukommt Balsam zu bilden, die resinogen geworden ist. Zu dieser Auffassung hat mich namentlich der Vergleich mit den den Coniferen benachbarten Cycadeen geführt. Untersucht man die Schleimkanäle der Cycadeen,[1]) so findet man, daß auch diese eine der resinogenen Schicht der Coniferen und Umbelliferen ganz analoge Schicht besitzen und daß diese gänzlich den Charakter einer Schleimmembran[2]) trägt (Fig. 19—21 der Taf. II der ersten Auflage dieses Buches). Das ist natürlich nicht möglich an Schnitten festzustellen, die in Wasser liegen. Ich verfuhr in der Weise, daß ich Schnitte durch Alkoholmaterial von Cycadeenfiedern zuerst in starkem Alkohol beobachtete und dann unter langsamem Ersatz des starken Alkohols durch immer schwächeren (in der oben angegebenen Weise) ein äußerst langsames Quellen der durch den Alkohol kontrahierten Schleimschicht zu Stande brachte. Hierbei sieht man dann, daß man es in der Tat mit einer typischen Schleimmembran zu tun hat, die besonders in den den sezernierenden Zellen benachbarten Partien — aber auch sonst — häufig Schichtung erkennen läßt, gegen das deutlich umschriebene Kanallumen durch eine äußerst zarte dünne Haut abgegrenzt ist und zwischen dieser und der meist hellen Randschicht eine körnchenführende breite Zone besitzt. Letztere gliedert sich sogar manchmal in zwei Partien, eine äußere fein radial gestreifte und eine innere körnige. Der Schleim der Cycadeen ist also Membranschleim.

Der einzige wesentliche Unterschied zwischen dieser Schleimmembran der Cycadeenkanäle und der resinogenen Schicht der Harz-

[1]) Dieselben wurden zuerst von Morren (Bull. Acad. de Bruxelles T. VI, Nr. 8) beschrieben.

[2]) Den Begriff „Schleimmembran" habe ich in meiner Angewandten Anatomie aufgestellt (S. 193) und ihre Entwickelung für einige Fälle wenigstens durch einen meiner Schüler, Herrn Walliczek, studieren lassen (Studien über Membranschleime. Dissertation. Bern 1893).

gänge ist der, daß der Schleimmembran der Cycadeen die vakuolige Struktur fehlt, die Körnchen schon in Wasser löslich sind und auch die innere Haut ein sehr vergängliches Gebilde ist. Oft kann man im Zweifel sein, ob eine solche wirklich vorhanden ist. Der Cycadeenschleimmembran fehlt ferner die Fähigkeit Harz zu bilden.

Diese Fähigkeit finden wir als eine charakteristische Eigenschaft bei der resinogenen Schicht der Harzgänge, und zwar besitzt dieselbe diese merkwürdige Fähigkeit, obwohl sie nicht mit dem Plasma einer Zelle in Berührung steht, ja von dem Plasma der nächstbenachbarten sezernierenden Zellen sogar durch eine Cellulosewand getrennt ist. Wir sehen also, daß ein Membrangebilde unter Umständen die Fähigkeit erlangen kann, sehr energische chemische Prozesse, und zwar sowohl solche des Abbaus wie solche des Aufbaus durchzuführen. Denn was auch das Material für die Harze und Balsame abgeben mag — ob die Kohlehydrate, die Fette, die Gerbstoffe, die Eiweißkörper oder das Phytosterin —, jedenfalls ist der Weg bis zu den Substanzen, die wir in den Harzen finden, ein weiter und bedarf großer chemischer Energie. Daß die resinogenen Substanzen, die harzbildenden Körper, schon in sehr vorbereiteter Form die Cellulosewand der sezernierenden Zellen passieren, ist wahrscheinlich. Ein Teil der chemischen Arbeit mag also von den sezernierenden Zellen, die ja stets durch ihren Plasmareichtum auffallen, geleistet werden, aber immer bleibt noch viel zu leisten übrig. Denn es scheint sicher zu sein, daß weder Terpene, noch Tannole, noch Resinole, noch Harzester als solche von den sezernierenden Zellen gebildet und in den Kanal abgeschieden werden: die resinogene Schicht erst erzeugt diese Substanzen.

Daß übrigens bereits de Bary[1]) an etwas Ähnliches dachte, geht aus folgender Stelle hervor: „Da nun in den Hautdrüsen der Epidermis Sekrete, welche den hier in Rede stehenden durchaus ähnlich sind, vielfach zuerst als Bestandteile der Zellwand anatomisch nachweisbar sind und da ferner besonders die Zwischenwanddrüsen, rein histologisch betrachtet, geradezu einen der Epidermis angehörenden Spezialfall schizogener Sekretlücken darstellen, so entsteht die Frage, ob nicht allgemein die Sekrete der schizogenen Behälter zunächst als Bestandteile der Zellwand aufzufassen sind."

Wenn nun die resinogene Schicht überall vorkommt, warum ist sie früher übersehen worden? Finden sich nirgends in der Literatur Angaben, die darauf deuten, daß man sie schon da oder dort beobachtet hat?

[1]) Anatomie S. 216.

Der Grund, warum man sie in den meisten der Präparate nicht findet, liegt daran, daß sie bei einigen Familien (z. B. den Coniferen) frühzeitig resorbiert wird (vgl. auch oben S. 1125), dann daran, daß sie außerordentlich zart ist, bei Anwendung frischer Pflanzenteile vom Messer beim Präparieren herausgerissen wird und in Wasser oft bis zur Unkenntlichkeit quillt. Ich habe sie aufgefunden, weil ich meist im Trockenschrank getrocknetes oder in starkem Alkohol gehärtetes Material anwandte. Solches Material ist aber begreiflicherweise von den früheren Beobachtern der Harzgänge nicht verwendet worden. Denn da Alkohol die Balsame löst, glaubte man von ihm von vornherein absehen zu müssen. Ich habe dann ferner bei Untersuchung getrockneten oder halbgetrockneten Materiales niemals von vornherein starken Alkohol auf das in Wasser liegende Präparat einwirken lassen. Da ich mich bald davon überzeugte, daß bei der sehr rasch vor sich gehenden Lösung des Harzes oft der ganze Belag herausgerissen wird, habe ich auch hier wieder ganz langsam die Stärke des Alkohols gesteigert, indem ich allmählich immer alkoholreichere Mischungen zufließen ließ.

Aber trotz der Schwierigkeit, die resinogene Schicht gut zu erhalten, wäre es doch merkwürdig, wenn man sie niemals gesehen hätte, besonders da sie in einigen Fällen, z. B. bei Kompositenwurzeln, bei tropischen Coniferen, bei den Vittae der Umbelliferen ziemlich resistent ist. Und in der Tat findet man in der Literatur hier und da Spuren, die darauf deuten, daß dieser oder jener Beobachter sie gesehen. So wird bei Abbildungen von Harzgängen der Balsamtropfen oft den sezernierenden Zellen anliegend gezeichnet. An anderen Stellen wird bemerkt, daß er der Wand anliege. Sodann bemerkte Berthold[1]) bereits bei den interzellularen Sekretbehältern von Rhus glabra nach Weglösen des Harzsekretes einen schleimartigen „voluminösen Rest von gerüstförmigem Bau" und im Inhalte der Sekretbehälter von Ardisia eine schleimähnliche Masse mit „zahllosen kleinen stäbchenförmigen Körperchen, die durch ihre Form an Bakterien erinnern." Und auch Franchimont bemerkte „Schleim" in den Kanälen von Araucarien und Körner im Harz bei Dammara, die nicht in Alkohol sich lösten und durch Jod gelb wurden. Und sollte nicht die von so vielen Beobachtern — Mirbel, Moldenhawer, Link, Hanstein, Göppert, Karsten, Lestiboudois — auf das Bestimmteste als vorhanden angegebene „Haut" einiger schizogener Harzkanäle mit der resinogenen Schicht in irgend einem Zusammenhange stehen, vielleicht in einigen Fällen die „innere Haut" gewesen sein?

[1]) Protoplasmamechanik S. 31.

Aber wir brauchen gar nicht soweit zurückzugreifen. Was liegt näher, als sich zu fragen, ob nicht Beziehungen bestehen zwischen der resinogenen Schicht und den sogenannten „Auskleidungen der Interzellularen", die, seit sie von Russow[1]) aufgefunden wurden, so vielfach Gegenstand von Untersuchungen gewesen und nacheinander von Terletzki,[2]) Berthold,[3]) Schenck,[4]) Gardiner,[5]) Wisselingh,[6]) Feist[7]) studiert worden sind. Es ist an dieser Stelle nicht meine Aufgabe, auf die verschiedenen Deutungen dieser Auskleidungen einzugehen, die von Berthold und Russow für plasmatische Bildungen gehalten, von Schenck und Gardiner aber zur Membran gerechnet werden. Nur auf einen ganz speziellen Fall möchte ich hier noch hinweisen, nämlich auf die Auskleidungen der Vittae der Umbelliferen, die so viel mit den Interzellularauskleidungen Ähnliches bieten, daß auch Arthur Meyer sie damit in Bezeichnung bringt.[8]) Diese Auskleidungen der Vittae, die Trécul zuerst beobachtete,[9]) die dann Berg[10]) unabhängig von Trécul bei Cicuta, Petroselinum und Oenanthe auffand, sind dann mehrfach abgebildet[11]) und studiert worden, so von Moynier de Villepoix[12]) und ganz besonders von A. Meyer[13]) und Wisselingh.[14]) Letzterer glaubt in den Belegen der Vittae auf mikrochemischem Wege zwei Körperklassen nachgewiesen zu haben, nämlich Vittin und Pectin. Das Vittin ist nach ihm ein Gemisch zweier Körper. Er verhält sich mikroskopisch ähnlich wie Suberin und Cutin, weicht aber in seinem Verhalten zu

[1]) Sitzungsberichte der Dorpater naturf. Gesellschaft. Sept. 1883 und Aug. 1884.

[2]) Ber. d. bot. Ges.

[3]) Ber. d. bot. Ges. II. 1884 und Protoplasmamechanik.

[4]) Ber. d. bot. Ges. III. 1885.

[5]) Nature 1885. Febr.

[6]) Arch. Néerl. T. XXI (1886). Dort. die Literatur, auch die ältere.

[7]) Bei Berthold, Protoplasmamechanik.

[8]) Über die Entstehung der Scheidewände in dem sekretführenden plasmafreien Interzellularraume. Bot. Zeit. 1890.

[9]) Ann. sc. nat. Sér. 5, T. 5 (1866). p. 290 und L'Institut 1862, 1 Sect. Aug., p. 266.

[10]) Anatom. Atlas zur pharm. Warenkunde 1865. S. 83, Taf. 43 Fig. 100 E; S. 83, Taf. 42 Fig. 103 D; S. 85, Taf. 43 Fig. 108 C.

[11]) Z. B. in pharmakognost. Lehrbüchern: Flückiger-Tschirch. Grundlagen der Pharmakognosie 1885. Fig. 183, S. 227.

[12]) Rech. sur les can. sécrét. du fruit des Ombellifères. Ann. sc. nat. 6 Sér. T. 5 (1878).

[13]) Bot. Zeit. 1889.

[14]) Sur les bandelettes des ombellifères. Arch. Néerland. d. sc. ex. et nat. T. 29 (1895), p. 199.

verdünnter Chromsäure, Kali und Glyzerin (bei 300°) davon ab. Das Pectin ist eine Schleimsubstanz, die sich besonders in den Querfächerungen, weniger in den Belegen findet. Wenn man das Verhalten der inneren Haut und das der resinogenen Schicht Reagentien gegenüber mit diesen Angaben vergleicht, so kommt man sofort zu der Überzeugung, daß Wisselinghs Pectin der Schleimsubstanz der resinogenen Schicht und sein Vittin der inneren Haut entspricht, d. h. die Auskleidungen der Vittae Reste der resinogenen Schicht sind. Als solche habe ich sie denn auch angesprochen.[1]) Untersucht man nämlich ganz junge Stadien der Vittae, z. B. bei Petroselinum unter den oben erwähnten Kautelen, so kann man ohne Schwierigkeit feststellen, daß auch hier eine normale resinogene Schicht vorhanden ist, die sich ganz so verhält wie die anderer schizogener Kanäle.

Gegen meine Theorie der Harzbildung in der resinogenen Schicht der schizogenen Sekretbehälter hat bisher nur E. Schwabach[2]) Einwände erhoben. Frau Schwabach behauptet, daß das Harz in den Epithelzellen der Harzgänge der Coniferennadeln gebildet und von ihnen in den Kanal ausgeschieden werde, daß diese Ausscheidung schon sehr frühzeitig beginne, daß in den sezernierenden Zellen Öltropfen gefunden werden, daß Öl durch wasserhaltige Membranen diffundieren könne u. and. m.

Ich habe auf diese Einwände geantwortet.[3])

Der Ausgangspunkt meiner Untersuchungen war der Satz: „Es erscheint nicht wahrscheinlich, daß Harz und ätherisches Öl durch mit Wasser imbibierte Membranen diffundieren kann.“ Wohlverstanden, der Ausgangspunkt. So wie ich meine Theorie der Harzbildung jetzt begründet habe, ist es ganz gleichgültig, ob die Frage bejaht oder verneint wird, ob Harzbalsame diffundieren oder nicht diffundieren können. Die eben zitierte These diente mir nur als Anregung, um den Sitz der Harzbildung aufzusuchen. Nun, nachdem dieser Ort gefunden ist, war es nicht mehr nötig, die Frage der Diffusionsfähigkeit zu prüfen, und ich habe sie auch nicht geprüft. Denn um die Harzbildung mit meiner Theorie zu erklären, brauche ich nicht zu der Annahme einer Diffusionsfähigkeit der Harzbalsame durch wassergetränkte Membranen zu greifen. Und dies betrachte ich als einen Vorteil.

Mögen also auf den Punkt gerichtete Versuche zeigen, daß Harzbalsame durch die lebende Membran diffundieren können oder nicht, für meine Theorie ist dies gleichgültig. Solche Versuche sind noch nicht gemacht worden. Frau Schwabach sucht zu zeigen, daß fettes Öl und Terpentinöl unter gewissen Bedingungen die

[1]) Verh. d. bot. Sekt. d. Naturforschervers. in Frankfurt a. M. 1896.

[2]) Zur Kenntnis der Harzabscheidungen in Coniferennadeln. Ber. d. bot. Ges. XVII, S. 291 und Bemerk. z. d. Angaben von A. Tschirch über die Harzabscheid. in Coniferennadeln. Ebenda XVIII, S. 417.

[3]) Tschirch, Die Einwände der Frau Schwabach gegen meine Theorie der Harzbildung. Ber. d. bot. Ges. XIX 1901, S. 25.

Membran durchdringt.[1]) Angenommen die Versuche seien richtig — ich habe sie nicht nachgeprüft — so bleibt der Versuch noch für Harzbalsame zu machen. Aber auch wenn er bei diesen positiv ausfällt, so ist damit doch noch gar nichts bewiesen. Daß Balsame durch eine Haut dringen können, beweist doch noch nicht, daß sie in der Pflanze die lebende Membran wirklich durchdringen.

Meine Theorie gründet sich auf ganz andere Dinge, als die Diffusionsmöglichkeit oder -unmöglichkeit, sie gründet sich zunächst auf die sicher festgestellte Tatsache, daß schon in den allerjüngsten Stadien der Entwicklung des schizogenen Kanals dieser Harzbalsam enthält. In diesem Stadium habe ich bei richtiger Präparation niemals Harzbalsam oder richtiger gesagt „ölige Tröpfchen von Harzbalsamaussehn" in den sezernierenden Zellen gesehen. Das Gleiche beobachteten Sanio, de Bary, Mayr, Franchimont, A. Meyer. Daraus geht hervor, daß der Harzbalsam im Interzellularkanal und nicht in den sekretfreien sezernierenden Zellen entstanden sein muß. Von dieser Beobachtung bin ich ausgegangen. Ich habe mir den Ort dieser Bildung etwas näher angesehen und dabei eine eigenartige, der Wand aufgelagerte Schicht aufgefunden, die nicht Harz war, in der aber das Harz eingelagert sich findet. Weil ich in dieser Schicht die Harzbildung vor sich gehen sah, habe ich ihr, nichts präjudizierend, als einer Bildung sui generis, den Namen „resinogene Schicht" beigelegt. Ob man dieselbe zur Membran rechnen will oder nicht, ist Geschmacksache. Da es sich um eine gegen einen Interzellularkanal gerichtete Wandpartie handelt, können wir an dieser Stelle Plasma nicht wohl erwarten. Es könnten aber natürlich auch nicht zur Wand gehörige Schleimauflagerungen sein. Es ist dies unwesentlich. Der Grund, warum ich die resinogene Schicht zur Membran zu rechnen geneigt bin, ist der, daß ich eine typische Schleimmembran an dieser Stelle bei den Cycadeenkanälen gefunden habe. Bei diesen bleibt dieselbe typisch erhalten, bei den Coniferen und anderen wird sie resinogen. Das erscheint mir die ungezwungenste Erklärung.

Die resinogene Schicht ist von Frau Schwabach bei den Coniferennadeln nicht aufgefunden worden. Das hat seinen Grund in verschiedenen Umständen. Es ist mir auch keineswegs immer geglückt, sie sichtbar zu machen; denn sie gehört, wenn auch nicht immer, so doch oftmals zu den allerdifficilsten Objekten. Erstlich wird sie vom Messer sehr leicht herausgerissen. Dann ist sie bisweilen so empfindlich gegen Wasser, daß sie darin bis zur Unkenntlichkeit quillt. Endlich wird sie bei den Coniferen schon frühzeitig resorbiert. Ganz besonders wird sie aber deshalb so häufig übersehen, weil sie bei planlosem Zufließenlassen von Alkohol gelegentlich der rapiden Auflösung des Harzsekretes zerrissen und beiseite gedrückt wird. Wenn man so verfährt, wie es Frau Schwabach beschreibt, wird man sie niemals finden, außer in den aller eklatantesten Fällen. Die Vermutung der Frau Schwabach, ich hätte auf meinen Figuren 7 und 18 nur einen Harzschaum gezeichnet, der bei Zufließenlassen von starkem Alkohol verschwunden wäre, ist völlig unzutreffend. Denn, wie aus der Erklärung der Abbildungen hervorgeht, sind sämtliche schizogenen Gänge „nach Entfernung des Sekretes mittelst Alkohol gezeichnet", und unter Alkohol schlechtweg versteht man bekanntlich starken Alkohol und nicht verdünnten.

Ich bediene mich bei derartigen Untersuchungen sehr verschieden starken Alkohols und lasse die einzelnen Verdünnungen sukzessive auf das Präparat einwirken.

[1]) Daß fette Öle durch pflanzliche Membranen diffundieren können, zeigte auch R. H. Schmidt (Flora 1891).

Der Grund, warum man die ersten Stadien der Bildung der resinogenen Schicht, in welchen dieselbe noch keinen Harzbalsam enthält, leicht übersieht, liegt darin, daß ganz junge schizogene Behälter eben von gewöhnlichen Interzellularräumen nicht zu unterscheiden sind. Das sekretfreie Stadium der Behälter geht jedenfalls sehr rasch vorüber.

Da auch Frau Schwabach wieder von einer Entstehung des Harzes „aus der Membran" spricht, will ich nochmals hervorheben, daß ich eine solche nicht annehme. Ich betrachte die resinogene Schicht als das Laboratorium der Harzerzeugung. In ihr, nicht aus ihr wird der Harzbalsam gebildet, und zwar aus den ihr von den sezernierenden Zellen zugeführten resinogenen Substanzen. Die Bildung der resinogenen Substanzen erfolgt jedenfalls in den sezernierenden Zellen.

Der dritte Punkt betrifft das Auftreten von Tröpfchen in den sezernierenden Zellen. Ich habe die Vermutung ausgesprochen, daß bei den Schwabachschen Präparaten die Tröpfchen durch die Präparation in die sezernierenden Zellen gelangten oder kein Harzbalsam, sondern fettes Öl waren.

E. Schwabach erklärt die erstere Vermutung für „ganz ausgeschlossen". Ich halte das keineswegs für ganz ausgeschlossen. Denn die Erfahrung an Tausenden von Präparaten hat mich ganz im Gegenteil gelehrt, daß es außerordentlich schwierig ist, ein Versehmieren des Harzbalsams zu vermeiden, und zunächst wird derselbe natürlich in die dem Kanal nächst benachbarten Zellen hineingeführt werden. Für mich sind daher nur jene Fälle von Beweiskraft gewesen — und ihre Zahl war Legion — wo in den sezernierenden Zellen kein Harzbalsam sich fand.

Aber nehmen wir einmal an, die Tröpfchen seien bei den Schwabachschen Präparaten wirklich nicht hineingeführt aus dem Kanal, sondern befänden sich an primärer Lagerstätte. Auch dies würde noch lange nicht beweisen, daß es wirklich Balsamtropfen sind und daß diese Balsamtropfen durch die Membran hindurch in den Kanal gelangen. Ich habe schon mehrfach darauf hingewiesen, daß es eine ganz willkürliche Annahme ist, wenn die Autoren jeden „Tropfen", der sich in der Umgebung eines Harzkanals findet, einfach kurzweg für Balsam, Harz oder dergl. erklären und ohne weiteres die Identität dieser Tropfen mit denen, welche sich in den Kanälen finden, annehmen. Die schizogenen Kanäle eignen sich aber wegen der immer bestehenden Gefahr einer Verschmierung des Balsams über das Präparat nicht zu der Entscheidung der Frage, ob „Tropfen" anderen chemischen Charakters in den sezernierenden Zellen vorkommen. Ich habe daher die Frage an den sogenannten sezernierenden Hautdrüsen studiert. Hier liegen ja die Verhältnisse ganz ähnlich. Auch bei diesen sind sezernierende Zellen vorhanden, auch bei diesen tritt das Sekret nicht in ihnen, sondern in einer außerhalb derselben liegenden Zone auf. Es ist aber eine ganz bekannte Erscheinung, daß auch die sezernierenden Zellen, ja sogar die Stielzellen der Drüse „Tröpfchen" enthalten. Es gelang mir aber, zu zeigen, daß diese „Tröpfchen" nicht identisch sind mit den im subkutikularen Sekretraum auftretenden. Ich konnte zeigen, daß diese „Tröpfchen" teils Fett-, teils Gerbstoffcharakter besitzen (vgl. S. 1150).

Um diesen Nachweis zu führen, habe ich noch in letzter Zeit die sämtlichen Reagentien, welche gemeinhin als „Harzreagentien" bezeichnet werden, besonders daraufhin geprüft, ob dieselben zur Unterscheidung von Harzbalsam und fettem Öl zu brauchen sind.

Als Harzreagentien werden benutzt das Franchimontsche Reagens (Kupferacetat), Osmiumsäure, Chloral, Eisessig, Alkannatinktur, das Ranviersche Reagens

(Chinolinblau oder Cyanin in 50% alkoholischem Kali), das Buscalionische Reagens (Sudan III oder Biebricher Scharlach 1:200), Hansteins Anilinviolett. Keines dieser Reagentien ist zur Unterscheidung von Harzbalsam und fettem Öl zu benutzen, ja auch nur zur sicheren Erkennung von Harzbalsamen überhaupt brauchbar.

Die genannten Farbstoffe werden unter gewissen Bedingungen auch von Fetttropfen gespeichert, gerade wie von Balsamtropfen. Osmiumsäure wird mit allen den Substanzen reagieren, die ungesättigte Verbindungen enthalten, also ebenso mit Ölsäure haltigen Fetten wie mit Benzolderivaten, also z. B. mit den Tannoiden, den Terpenen, den Oleolen, den Resinolsäuren usw., in denen sich ja überall doppelte Bindungen finden. Und in der Tat läßt sich leicht zeigen, daß Osmiumsäure sowohl Fetttropfen wie Balsamtropfen und Gerbstoffbläschen bräunt. Chloralhydrat soll Fette schwerer lösen, als Harzbalsam. Aber das Verhalten des Chloralhydrates zu den Harzsekreten ist, wie ich gezeigt habe,[1]) ganz abhängig von der chemischen Natur der einzelnen Bestandteile. Es gibt in Chloralhydrat sehr leicht lösliche Balsambestandteile (z. B. die meisten Resinolsäuren) und in Chloral gänzlich unlösliche (z. B. viele Resene, Terpene).

Der gleiche Grund macht auch das Franchimontsche Reagens unbrauchbar. Seine Anwendung beruht darauf, daß gewisse Harzbalsame Resinolsäuren enthalten, welche Kupfersalze zu bilden vermögen. Demnach ist dies Reagens nur dann anwendbar, wenn ganz bestimmte Sekrete vorliegen. Ich habe seine Anwendbarkeit geprüft und gefunden, daß es am besten noch bei Coniferen benutzbar ist, bei denen es ja auch Franchimont anwendete. Man muß aber die Objekte monatelang darin liegen lassen. Auch bei einigen Hypericaceen und bei Polyporus officinalis gab es noch leidliche Resultate, weniger gut waren dieselben bei Capsicum und Cannabis. Bei allen übrigen versagte es. Das überrascht nicht. Denn nur in den Fällen, wo die Bildung grüner Kupfersalze gewährleistet ist, werden wir Resultate erwarten können. Dazu kommt aber noch, daß Kupfersalze auch auf Fettsäuren reagieren. So wird denn, wenn in einem Fette z. B. freie Ölsäure vorkommt, auch hier Reaktion eintreten.

Frau Schwabach bedient sich des Franchimontschen Reagens. Sie erhält deutliche Reaktion im Kanal, die Färbung des Inhaltes der Epithelzellen dagegen war „erheblich weniger intensiv". Da die Objekte wochenlang in der Kupferlösung lagen und Salzlösungen sehr leicht durch alle Membranen diffundieren, so ist der Schluß, daß die geringere Reaktion auf „erschwertes Eindringen" zurückzuführen ist, unzulässig. Viel wahrscheinlicher erscheint es, daß eben die Natur der Tröpfchen in den Epithelzellen eine andere war als die der Tropfen im Kanal.

Nach den besonders bei den sezernierenden Haaren gesammelten Erfahrungen stehe ich gar nicht an, diese letztere Deutung als die wahrscheinlichere zu bezeichnen, falls die Tröpfchen nicht einfach durch das Messer hinübergebracht worden waren. Die gebildete Verbindung dürfte Kupferoleat gewesen sein oder die Kupferverbindung einer anderen resinogenen Substanz.

Was endlich die Methode der Unterscheidung von Fetten und ätherischen Ölen durch Erhitzen des Präparates betrifft, so ist zu bemerken, daß bei der Temperatur von 100—110° auch nicht alle sogenannten ätherischen Öle völlig flüchtig sind. Die höher siedenden Terpene und Polyterpene verflüchtigen sich hierbei nicht, und viele Öle verharzen bei der Erhitzung.

[1]) Archiv der Pharmacie. 1900. Vgl. auch S. 42.

Mir hat zur Feststellung, ob ein Tropfen Fett oder Harzbalsam ist, die Verseifungsmethode noch die besten Resultate gegeben (S. 1152). Sie gründet sich darauf, daß in den Harzsekreten sich fast immer Terpene finden, die unverseifbar sind, daß die Glycerinester der Fettsäuren schon in der Kälte sich mit Alkalihydraten verseifen lassen und diese Seifen in Wasser löslich sind. Die Methode, zunächst an den sezernierenden Haaren geprüft, hat mir, wenn sie für die einzelnen Fälle individualisiert wurde, recht gute Resultate gegeben. Sie wird aber natürlich immer dann im Stiche lassen, wenn in Kali unlösliche Bestandteile wie Resene, Terpene in den Sekreten fehlen oder stark gegen die in Kali löslichen Oleole, Resinole und Resinolsäuren zurücktreten.

Es ist dies also ganz abhängig von der chemischen Natur des Harzsekretes. Daß diese chemische Natur der Harze eine außerordentlich verschiedene ist, dies zu zeigen, war Aufgabe des ersten Teiles dieses Buches. Der Begriff „Harz" umschließt gerade wie der Begriff „Gerbstoff" eine Menge der verschiedensten Substanzen, und dies ist auch der Grund, warum es ein allgemeines Harzreagens nicht gibt und nicht geben kann.

IV.

Die oblitoschizogenen und die schizolysigenen Sekretbehälter.

Die vorstehend mitgeteilten Beobachtungen beziehen sich fast ausschließlich auf die langgestreckten schizogenen Sekretkanäle oder Sekretgänge. Wie verhält sich die Sache nun bei den kurzen oblitoschizogenen Sekretbehältern, den Sekrettaschen der Myrtaceen?

Die Sekrettaschen der Myrtaceen sind sehr oft Gegenstand der Untersuchung und der Kontroverse gewesen. Sie spielen, wie wir oben im Kapitel 1 sahen, in der Geschichte der Sekretbehälter eine große Rolle. Sie wurden von Frank,[1]) van Tieghem,[2]) Martinet.[3]) Chatin.[4]) Höhnel,[5]) Leblois,[6]) Bokorny,[7]) de Bary[8]) und mir[9]) untersucht und zuletzt von einem meiner Schüler, Herrn Lutz, beschrieben.[10])

[1]) Beitr. z. Pflanzenphys. 1868.
[2]) Ann. sc. nat. 1885.
[3]) Ann. sc. nat. 1871.
[4]) Ann. sc. nat. 1875.
[5]) Sitzungsber. d. Wien. Akad. 1884.
[6]) Ann. sc. nat. 1887.
[7]) Flora 1882.
[8]) Vgl. Angewandte Anatomie.
[9]) Angew. Anatom. und anatom. Atlas.
[10]) Die oblitoschizogenen Sekretbehälter der Myrtaceen. Dissertat. Bern 1895 (Bot. Centralbl. B. 64. 1895).

Es unterliegt keinem Zweifel, daß sie schizogen angelegt werden. Ich habe — vorwiegend an frischem Material — die Sekretbehälter angesehen bei Myrtus communis, M. acris, Tristania laurina, Eucalyptus citriodora, E. amygdalina, E. colossea, E. globulus, E. stricta und E. diversicolor, Eugenia Pimenta, E. Roxburghii, E. australis, Myrcia acris, Psidium Cattleyanum, Caryophyllus aromaticus, Leptospermum uncinatum, L. juniperinum und L. Scoparium, Metrosideros tomentos. Überall ist schizogene Genese sicher.

Wo wir die Entwicklungsgeschichte verfolgen konnten, war fast bei allen der Epidermis der Blätter genäherten Behältern die Entstehung aus einer Epidermiszelle nachzuweisen und zwar aus dem durch eine Tangentialwand abgegliederten inneren Abschnitte derselben (Myrtus communis, M. acris, Eucalyptus diversicolor und citriodora, Caryophyllus aromaticus, Leptospermum trinerv.), die tiefer liegenden, z. B. bei Myrtus acris, Eucalyptus stricta, entstehen aus Mesophyllzellen. Aber auch bei der Epidermis genäherten (Tristania laurina, Eucalyptus amygdalina und vielen anderen Eucalypten) kommt dies vor. Ja selbst bei ein und derselben Pflanze beobachteten wir bald Entstehung aus der Epidermis, bald aus Mesophyllzellen (Eugenia Pimenta, Metrosideros tomentosa).

Das, was nun die Sekrettaschen der Myrtaceen von den bisher behandelten Sekretkanälen unterscheidet, ist — abgesehen von ihrer rundlich-ovalen Form — die merkwürdige Erscheinung, daß die sezernierenden Zellen in weitaus der überwiegenden Zahl der Fälle verkorken und später obliterieren und daß bisweilen das die Sekrettasche umgebende Gewebe verholzt. Allerdings tritt die Obliteration in sehr verschiedenem Grade und zu sehr verschiedener Zeit ein (bei Eucalyptus globulus z. B. relativ spät, bei Jambosa australis, Metrosideros tomentosa relativ früh, bei Caryophyllus aromaticus relativ gering), sie ist aber doch eine so regelmäßige und für die Myrtaceen charakteristische Erscheinung, daß ich nach ihr den Behältern den Namen „oblitoschizogene“ gegeben habe. Die Obliteration der Sezernierungszellen wurde besonders schön bei den Eucalypten beobachtet.

Sie erfolgt meist ziemlich spät, jedenfalls stets erst dann, wenn der resinogene Beleg gebildet ist. Auch die Verkorkung ist eine nicht überall in derselben Weise zu beobachtende Erscheinung. Ich sah sie eintreten bei den ganzen sezernierenden Zellen der Sekretbehälter der meisten Myrtaceen (z. B. Myrtus acris, Eucalyptus

amygdalina, globulus, diversicolor, stricta, Engenia Pimenta, Leptospermum uncinatum, Metrosideros tomentosa, Myrcia acris, Caryophyllus aromaticus). Dagegen tritt sie bei Myrtus commun. nur in der äußeren Membranlamelle der Sezernierungszellen ein. Die Verkorkung erfolgt bisweilen erst spät (Myrtus commun., Encalyptus stricta), doch gibt es auch zahlreiche Fälle (Eucalyptus colossea, Jambosa australis, Psidium Cattleyanum), wo sie schon frühzeitig erfolgt. Ja letzterer Fall scheint zu überwiegen. Die Verkorkung der Wände der die Tasche einschließenden Zellen ist jedenfalls ein wirksames Mittel, das Öl im Behälter fest zu halten und gegen Verdunstung zu schützen. Etwas ähnliches werden wir bei den Ölzellen antreffen, bei denen auch eine Membranlamelle verkorkt.

Die Verholzung der Wände in der Umgebung der Sekrettasche ist eine nicht allgemein verbreitete Erscheinung. Schön zu beobachten ist sie bei Caryophyllus aromaticus, Psidium Cattleyanum, weniger gut bei Myrtus acris. Sie erfolgt erst nach vollendeter Ausbildung der Sekretbehälter.

Eine Auflösung der sezernierenden Zellen oder des umgebenden Gewebes ist bei den Myrtaceen niemals zu beobachten.

Die Sekretbehälter bei Tristania laurina zeichnen sich dadurch aus, daß sie niemals einen resinogenen Beleg haben und auch kein Öl produzieren. Die Entwicklung des Behälters ist auch schizogen, die Sezernierungszellen aber obliterieren nicht, verkorken auch nicht, sondern bleiben in allen Entwicklungsstadien mit einem geschichteten, wasserlöslichen Schleim erfüllt.

Eucalyptus citriodora zeigt in ihren Blättern eine ausgesprochene Heterophyllie, wie es ja bei den Eucalypten überhaupt nicht selten ist. Diese Verschiedenheit der Blätter ist aber hier nicht nur durch die äußere Form ausgeprägt, sondern erstreckt sich auch auf die Sekretbehälter. Bei der einen Art von Blättern sind diese nämlich ganz normal. Die Anfangsstadien der Sekretbehälter bei den andern Blättern sind es auch, aber bald schon werden sie über die Epidermis des Blattes emporgehoben und kommen dann in Ausstülpungen zu liegen, die oft eine beträchtliche Länge erreichen und dem Blatt eine rauhe Oberfläche verleihen.

Bei Pimenta acris, wo die Sekretbehälter durch vermehrte Teilung der Epidermalzellen mehr ins Innere des Blattes gerückt werden, können wir in allen Fällen einen eigentümlichen Kanal konstatieren, der von der Oberfläche des Blattes bis an den Sektretbehälter hinführt. Die Mündung dieses Kanales an der Blattoberfläche ist durch zwei besonders große, starkwandige Epidermiszellen begrenzt.

Da die Sekretbehälter sehr frühzeitig, nämlich schon in der Knospe, also zu einer Zeit gebildet werden, wo die Pflanze das ihr zur Verfügung stehende Material für die Bildung neuer Gewebe nötig braucht, da sie ferner im Lauf der Vegetation, einmal gebildet, keine weitere Veränderung erleiden, so ist wohl kaum anzunehmen,

daß wir in dem Sekrete nur Auswürflinge des normalen Stoffwechsels vor uns haben, sondern man muß annehmen, daß das Öl für einen besondern Zweck eigens gebildet wird und der Pflanze also wohl einen biologischen Nutzen bringt.

Wo erfolgt nun hier bei den oblitoschizogenen Behältern die Sekretbildung? Da sie nicht langgestreckte Kanäle, sondern kurze Taschen sind, kann das in ihnen gebildete Sekret nicht vom Orte seiner Entstehung fortgeführt werden. Es bleibt am Orte der Entstehung liegen und die Pflanze sorgt durch Verkorkung der Wände der sezernierenden Zellen dafür, daß es nicht zu rasch verdunstet. Der Behälter wird also nicht fortdauernd in Tätigkeit bleiben, sondern wird einmal fertig gebildet und mit Sekret erfüllt am Ende seiner Tätigkeit angelangt sein. Wir müßten daher hier eigentlich ein noch klareres Bild der Sekretbildung erwarten als bei den Kanälen. Leider drängt sich aber der ganze Prozeß meist auf eine so kurze Zeit zusammen, die sehr frühzeitig schon angelegten Behälter durchlaufen ihre Entwicklung so schnell, daß man nur bei besonders günstigen Objekten die Genese verfolgen kann.

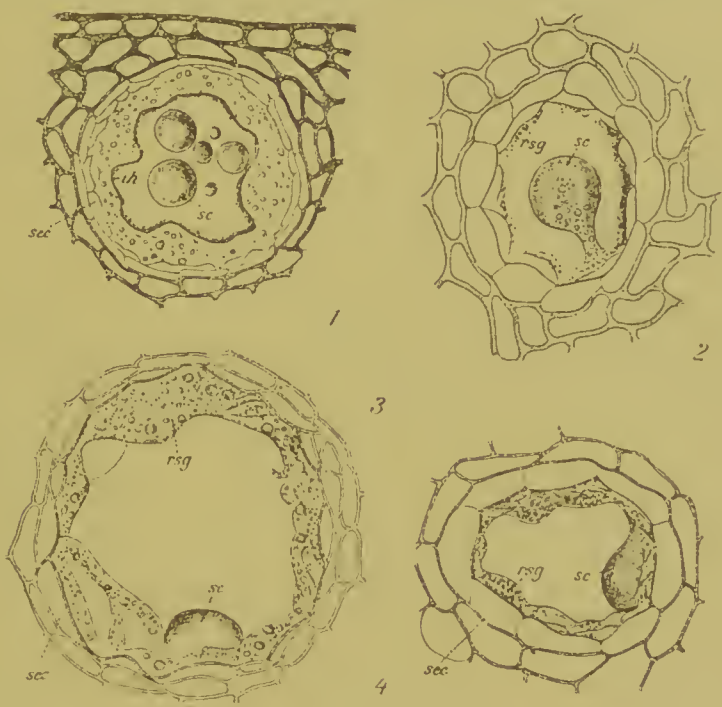
Eines ist sicher: das Sekret tritt auch hier nur in der Höhlung des Behälters auf (sehr frühzeitig z. B. bei Myrtus communis), nicht im Sezernierungsepithel. Dies letztere ist in den Jugendstadien der Sekrettasche sehr inhaltsreich und meist mit körnigem Plasma ganz erfüllt. Später entleeren sich die Zellen und der fertige Behälter ist von ganz oder fast ganz leeren, nunmehr obliterierten Zellen umschlossen. Eine resinogene Schicht, ähnlich der bei den Kanälen beschriebenen, habe ich auch bei den Myrtaceenbehältern beobachtet, aber nicht in allen Fällen und nicht immer in der gleichen Form (Fig. 88). In der typischen Form, d. h. als einen rings den sezernierenden Zellen anliegenden, mit Osminmsäure sich bräunenden, also ölführenden, körnigen Schleimbeleg, fand ich sie bei Myrtus acris, Eucalyptus citriodora und colossea, Eugenia Pimenta, Myrcia acris, Leptospermum scoparium, in Form von Kappen auf den einzelnen sezernierenden Zellen bei Myrtus communis (undeutlich!), Eucalyptus globulus, Caryophyllus aromaticus (Blatt).

In diesen Fällen bietet ihr Bau und ihr Verhalten zu Reagentien nichts Abweichendes. Nur ist zu bemerken, daß sie hier noch viel regelmäßiger schließlich zugrunde geht, nachdem sie das Sekret gebildet und daß man die Sekretbildung in ihr oft sehr schön verfolgen kann, so bei Eucalyptus colossea, Leptospermum mucinatum (Fig. 88).

Manchmal löst sie sich später von dem Sezernierungsepithel ab und man findet sie in Lappen oder Bändern im Innern des Behälters.

Das sind offenbar die „öldurchtränkten Protoplasmagerüste", die Niedenzu in den Behältern sah, die er für lysigen hält.[1]) Ob sie späterhin immer zugrunde geht, kann ich bestimmt nicht sagen. Es scheint, daß sie manchmal erhalten bleibt. Man findet sie wenigstens oft auch noch in alten Sekrettaschen.

Man findet aber auch bisweilen (z. B. hie und da bei Eugenia Pimenta) keinen resinogenen Beleg. Ob er in diesen Fällen schon



Figur 88.

Oblitoschizogene Sekretbehälter.

1. Fertig ausgebildeter Behälter aus dem Blatte von Eucalyptus amygdalina, die resinogene Schicht deutlich. 2 u. 4. Sekrettasche aus dem Blatte von Eucalyptus colossea, die resinogene Schicht schließt (bei 4) einen Öltropfen ein, der (bei 2) zu einer gestielten Blase geworden ist. 3. Sekretbehälter aus dem Blatte von Leptospermum uncinatum. In der resinogenen Schicht (rsg) sind Öltropfen (sc) bemerkbar.

zugrunde ging, oder gar nicht gebildet oder durch die Präparation zerstört wurde, ist nicht zu entscheiden. Jedenfalls sieht man bei einigen Behältern der Blätter von Eugenia Pimenta mit einer Haut umgebene Ölbläschen der Wand der Sezerniergszelle ansitzen, die ganz an die Bläschen erinnern, die Berthold bei Ölzellen beschrieb

[1]) Engler-Prantl, Natürl. Pflanzenfamilien 1893. Lief. 81 Myrtaceae.

und abbildete,[1]) nur daß dieselben hier nicht in den Zellraum, sondern in den Interzellularkanal hineinragen (Fig. 88_2).

In großen Zügen geht also die Entwicklung der Taschen bei den Myrtaceen in der Weise vor sich, daß zunächst die sezernierenden Zellen sich reichlich mit Inhalt füllen, dann der Interzellularkanal entsteht und der resinogene Beleg; dann wird in diesem Öl gebildet und in den Interzellularraum sezerniert. Die niemals Sekret enthaltenden sezernierenden Zellen entleeren sich, verkorken und obliterieren und auch der resinogene Beleg geht ganz oder teilweise zugrunde. Ein Öltropfen oder Ölschaum füllt den Behälter.[2])

Die Sekretbildung erfolgt also auch hier in der resinogenen Schicht, die wir wohl auch hier als zur Wand der Sezernierungszellen gehörig betrachten dürfen.

Die dritte Gruppe von schizogenen Sekretbehältern sind die schizolysigenen. Das für unsern Zweck Wissenswerte aus der Literatur dieser Behälter habe ich schon im ersten Kapitel mitgeteilt. Sie werden schizogen angelegt und erweitern sich lysigen. Sie finden sich vornehmlich bei der großen Abteilung der Rutaceen und sind außerordentlich häufig Gegenstand der Untersuchung gewesen — sie wurden schon von Malpighi entdeckt und von Kieser, van Tieghem, Leblois, Höhnel, Martinet, Frank, Chatin, Haberlandt, Sieck, M. Biermann, Kienast, Berthold und mir untersucht — da man sie bald für schizogen, bald für lysigen erklärte.[3]) Der erste, der ihre schizogene Anlage erkannte, war wohl Berthold,[4]) (bei Citrus), dann Haberlandt[5]) (bei Ruta).

Als Beispiele der Entwicklung mögen die Sekrettaschen von Ruta, Dictamnus und Citrus kurz besprochen werden. Es wurde meist frisches Material untersucht und in verdünntem Glyzerin beobachtet.

Bei Ruta gehen dieselben aus einer inhaltreichen, als Idioblast hervortretenden Zelle des Mesophylls hervor. Durch Teilung ersteht aus derselben eine kleine, von dem umgebenden Gewebe gut unterschiedene Zellgruppe, in deren Mitte ein kleiner Interzellularraum sich bildet, die sehr inhaltreichen, aber sekretfreien sezernierenden Zellen

[1]) Protoplasmamechanik S. 26. Fig. 2. Taf. 1.

[2]) Bezüglich der Details verweise ich auf die Dissertation von Lutz (s. oben).

[3]) Literatur oben im ersten Kapitel und bei Sieck. Die schizolysigenen Sekretbehälter Pringsh. Jahrb. XXVII (1895). Dissertat Bern.

[4]) Studien über Protoplasmamechanik. Leipzig 1886. S. 25.

[5]) Physiolog. Pflanzenanatomie. 2. Aufl. 1896, S. 437.

bilden nun gegen den Interzellularraum kleine Kappen (wie es scheint Schleimmembranen), und in diesen entsteht das Sekret, wie man sich durch Einwirkenlassen von Osmiumsäure auf nicht zu dünne Schnitte überzeugen kann. Nachdem das Sekret gebildet, gehen allmählich die sämtlichen Zellen des ursprünglich vorgebildeten Zellkomplexes zugrunde, die an den Sekrettropfen oder Sekretschaum grenzenden vollkommen, die gegen den Rand der Tasche liegenden oft unvollkommen. Bisweilen obliterieren letztere nur.

Bei Ruta, dann auch bei anderen Rutaceen und auch Myrtaceen findet sich ein eigentümlicher, von Haberlandt zuerst bei Ruta aufgefundener Entleerungsapparat.[1])

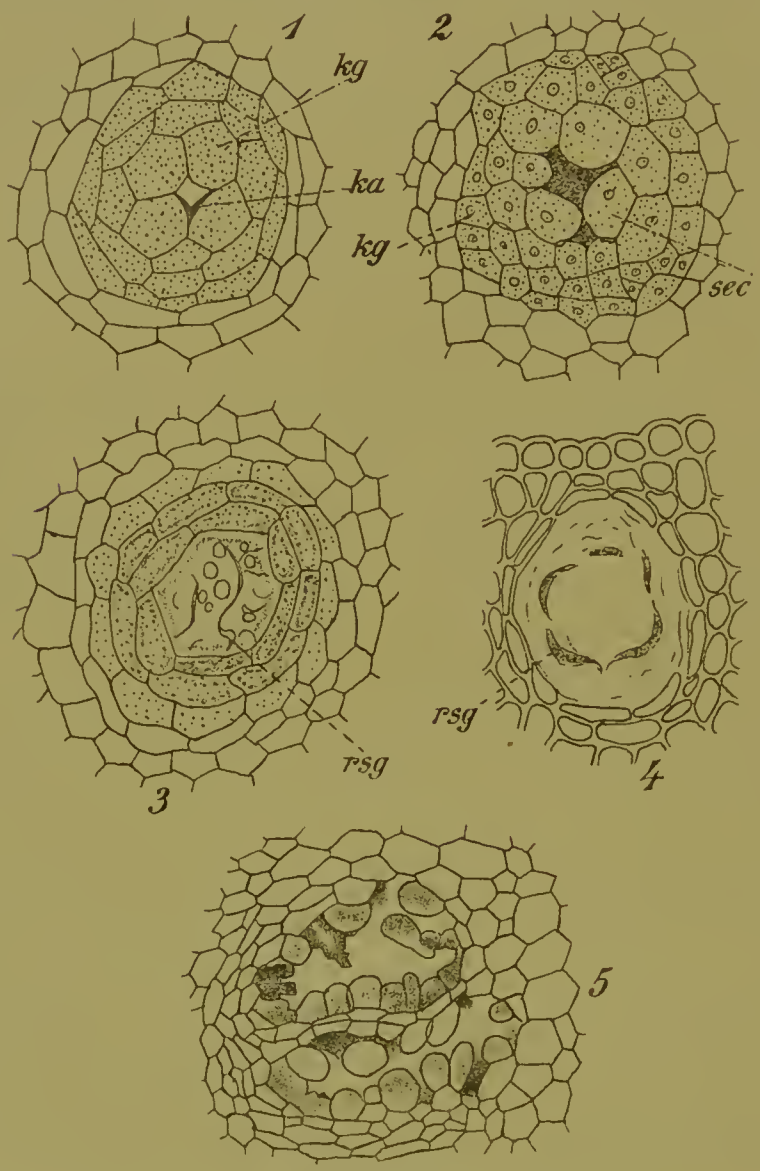
Bei den Taschen von Dictamnus albus geht die Entwicklung ebenfalls von einem Idioblasten aus. Die gegen den kleinen Interzellularkanal gerichteten Zellwände entwickeln sich zu Schleimmembranen. Dann treten auch hier Kappen an den Sezernierungszellen auf, die einen Schleimölschaum enthalten. Es sind resinogene Schichten eigener Art. Die sezernierenden Zellen bleiben sekretfrei. Beim Zugrundegehen des Kanalgewebes bleiben die Protoplasten der zugrunde gehenden Zellen oft lange erhalten.

Bei Citrus vulgaris[2]) (Fig. 89_{1-4}) haben wir nach der Mutterzelle der Tasche lange gesucht. Leider vergeblich. Das erste Stadium, das ich sicher beobachten konnte, bestand schon aus vier Zellen, die dünnwandig, frei von Chromatophoren und dicht erfüllt mit feinkörnigem Plasma waren. Durch die feinen Körnchen, die sich Reagentien und Färbemitteln gegenüber als sehr resistent erwiesen, hebt sich die Zellgruppe gut von dem übrigen Gewebe ab und kann, da aus ihm die Tasche entsteht, als „Taschengewebe" oder „Kanalgewebe" bezeichnet werden. Während nun das Kanalgewebe zu einem scharf gegen seine Umgebung sich abhebenden, dauernd stärke- und chlorophyllfrei bleibenden Zellkomplex heranwächst, entsteht ein kleiner Interzellularraum und die stark quellbare Wand der sezernierenden Zellen erzeugt daselbst Kappen, die in den Interzellularspalt hineinragen. Während sich nun sowohl die Zellen wie der Interzellularkanal vergrößern, wachsen die Kappen zu einem Schleimbeleg heran,

[1]) Haberlandt, Über d. Entleerungsapparat d. inneren Drüsen einiger Rutaceen. Sitzb. d. Wien. Akad. 1898; Detto, Flora 1903; Porsch. Öster. bot. Zeitschr. 1903.

[2]) Vgl. bez. der Detail: Max Biermann, Beiträge zur Kenntnis der Entwicklungsgeschichte der Früchte von Citrus vulgaris Risso. Dissertat. Bern 1896 und den Anatom. Atlas von Tschirch und Oesterle S. 300.

der schließlich wie eine typische resinogene Schicht das Innere des Behälters auskleidet. In ihm erfolgt die Ölbildung. Nunmehr gehen die das Kanalgewebe bildenden Zellen — das hier wenig different



Figur 89.

Schizolysigene Sekretbehälter.

1—4. Entwicklung eines Sekretbehälters bei Citrus vulgaris. 1. Schizogene Anlage. 3 u. 4. Lysigene Erweiterung. 5. Zwei benachbarte Gänge von Dipterocarpus turbinatus in lysigener Erweiterung. (Vgl. auch Taf. III der ersten Aufl. dieses Buches.)

hervortretende Sezernierungsepithel und die dasselbe umgebenden Zellschichten — allmählich zugrunde. Es scheint dies aber nicht ganz regellos zu geschehen, vielmehr habe ich den Eindruck erhalten,

daß die zugrunde gehenden Zellen zunächst den Schleimbeleg der resinogenen Schicht vermehren. Wenigstens findet man in einem jungen Stadium der Entwicklung rings um den Hohlraum einen quellbaren, durch Alkohol kontrahierbaren Schleimring, in dessen Masse noch Membranfetzen sichtbar sind (Fig. 89_4). Schließlich liegt in der Mitte der fertigen Tasche ein Öltropfen, dann folgt aufgelöstes, dann in Auflösung begriffenes Gewebe und der Rand der Tasche besteht aus obliterierten Zellen.

Auch A. Meyer[1]) sah das Sekret hier zuerst in der Wand auftreten: „Zwischen den Wänden (also im Innern der gemeinsamen Zellwand) der zentral gelegenen dieser Meristemzellen wurden zuerst kleine Sekrettropfen ausgeschieden" und Berthold[2]) bemerkt: „Das Sekret tritt nun zuerst in den gequollenen Wänden, also interzellular auf und zwar in Form von kleinen linsenförmigen Tröpfchen, die in größerer Zahl benachbart liegen. Später vereinigen sie sich besonders in den Kanten und Ecken, wo mehrere Zellen zusammenstoßen."

Gut entwickelt sah ich die Kappen, in denen das Öl entsteht, auch bei Correa alba, Ptelea trifoliata, Brucea sumatrana, ferner bei Anacardium occidentale.

Diese Kappen sind ja nun nichts anderes als eine lokalisierte resinogene Schicht. Es folgen demnach sogar die schizolysigenen Taschen der Rutaceen dem allgemeinen Gesetz, daß bei schizogener Anlage des Behälters die Sekretbildung in einer zur Membran der sezernierenden Zellen zu rechnenden resinogenen Schicht erfolgt. Die Auflösung der Membranen ist eine sekundäre Erscheinung, die mit der Sekretbildung nichts zu tun hat.

So faßt nun offenbar auch Briquet die Sekretbildung bei dem schizolysigenen Behälter der Myoporaceen auf.[3]) Er sieht bei denselben das Sekret in der gegen den Interzellularraum gerichteten, stark gequollenen Membranpartie der sezernierenden Zellen entstehen. „Elle commence à se gélifier. On voit ensuite apparaître à son intérieur des lignes plus foncées, parallèles à sa surface, ou des cavités plus irrégulières, qui gagnent progressivement en grosseur et dans lesquelles s'accumule de l'huile."

[1]) Drogenkunde, S. 81.

[2]) Protoplasmamechanik, S. 24.

[3]) Rech. anatom. in Mém. de la soc. de phys. et d'hist. nat. Genève 1896, S. 110, Fig. 20.

V.

Die resinogenen Substanzen.

Haben wir Anhaltspunkte, welches die resinogenen Substanzen sind? Man hat sich natürlich schon oft die Frage vorgelegt, aus welchen Körpern Harze und ätherische Öle hervorgehen. Es sind nacheinander die Stärke,[1]) die Cellulose,[2]) der Gerbstoff, das Phloroglucin,[3]) ein hypothetisches Glukosid,[4]) ja sogar das Chlorophyll[5]) als Ausgangsmaterialien der Öl- bezw. Harzbildung bezeichnet worden. Besonders an der Idee, der Gerbstoff müsse das hauptsächlichste Bildungsmaterial für die Harze sein, ist von jeher mit großer Hartnäckigkeit festgehalten worden, besonders seit Franchimont, der im Sezernierungsepithel und überhaupt in der Nähe der Harzkanäle der Coniferen reichlich Gerbstoff fand, eine besondere Theorie hierfür aufgestellt hatte.[6]) „Qu'en considérant du distribution du glucoside, du tannin, de la résine et des autres matières, on serait porté à conclure qu'il se fait une transformation du glucoside en acide tannique et acide oxalique et que cel acide tannique, sous l'influence des matières albuminoides, existent dans les cellules épithéliales, fournit une substance capable de donner naissance par l'action de l'air à de la résine et à de l'essence de térébenthine; cette substance pourrait être désignée convenablement sous le nom de rétinogene." Der letzte, der sich mit der Sache beschäftigte, ist meines Wissens Karl Wilke gewesen.[7]) Er bediente sich der Sanioschen Kalibichromatmethode[8]) zum Nachweis und kommt zum

[1]) Von Wiesner, Möller, Hanausek u. A.

[2]) Von Karsten, Wigand, Wiesner u. A.

[3]) Früher von mir (Pringsh., Jahrb. XXV. S. 379).

[4]) Franchimont, Bijdrage tot de Kennis van het ontstaan en de chemische constitutie der zoogenaamde terpeenharsen, Leiden 1871 und Rech. sur l'origine et la constitution chimique des résines de terpènes. Arch. Néerl. d. sc. ex. et nat. T. VI. 1871 p. 426.

[5]) Mesnard, Formation des essence dans les végétaux. Ann. sc. nat. 1894, p. 392 „que le pigment chlorophyllien, sans cesse aux puissantes actions chimiques de l'assimilation et sans cesse régénéré, abandonne un déchet, véritable produit de désassimilation, qui se transforme d'abord en composés tannoïdes intermédiaires, puis en huiles essentielles."

[6]) Recherches sur l'origine et la constit. chem. des résines de terpènes. Arch. Néerl. des sc. exact. et nat. (1871). Tom. VI, p. 426.

[7]) Über die anatomischen Beziehungen des Gerbstoffes zu den Sekretbehältern der Pflanze. Disserlat. Halle 1883.

[8]) Bot. Zeit. 1863, S. 17, vgl. auch Kulscher, Flora 1883, S. 39.

Schluß, daß „zwar bei manchen Pflanzen der Gerbstoff in deutliche anatomische Beziehung tritt zu den Sekretbehältern bezw. zu den Sekreten, daß also in einzelnen Pflanzen Gerbstoff und Sekrete eine nähere Beziehung zu einander haben mögen, daß es aber kein Sekret gibt, das konstant von Gerbstoff begleitet ist, demnach mit einiger Sicherheit zu demselben in konstante genetische Beziehung gesetzt werden könnte."

Wilke untersuchte nicht nur Coniferen wie Franchimont, sondern zahlreiche andere Familien.

Davon daß Phloroglucin oder Phlorogluciде bez. Phlorogluco-tannoide in der Nähe von Sekretbehältern vorkommt, habe ich mich in zahlreichen Fällen bei vielen Familien (besonders bei Holzpflanzen) überzeugt.

Will man die Frage beantworten, ob eine Substanz aus einer anderen entstehen kann, so ist als erste Vorbedingung die chemische Kenntnis beider Substanzen zu betrachten; denn das Vorkommen von Gerbstoff, Phloroglucin u. dergl. in der Nähe von Sekretbehältern beweist zunächst gar nichts für die Frage der Sekretbildung selbst. Der Gerbstoff kann ebenso gut wie Ausgangsmaterial auch Nebenprodukt der Sekretbildung sein, ja zu den Sekreten in gar keiner wirklich genetischen Beziehung stehen. Sein übrigens sehr variables Vorkommen in der Nähe von Sekretbehältern kann von Umständen abhängen, die gar nichts mit der Harzbildung zu tun haben.

Sind nun die oben geforderten Vorbedingungen vorhanden, kennen wir die Gerbstoffe und die Harze chemisch genau? Keineswegs.

Trotz zahlreicher Arbeiten sind wir weder über die Rolle, die der Gerbstoff in der Pflanze spielt,[1]) noch über seine chemische Beschaffenheit völlig im klaren.[2]) Nur soviel wissen wir schon jetzt, daß sich unter dem Namen „Gerbstoff" nicht ein Körper, auch nicht eine Gruppe von Körpern, sondern mindestens vier individuenreiche Gruppen von Körpern verbergen. Ich will an dieser Stelle nur er-

[1]) Über die pflanzenphysiologische Seite ist namentlich zu konsultieren: G. Kraus, Grundlinien zu einer Physiologie des Gerbstoffes. Leipzig 1889, ferner mehrere Dissertationen der Krausschen Schule, von W. Petzold, Wilke u. A. Sodann: Büsgen, Beobachtungen über das Verhalten des Gerbstoffes in den Pflanzen. Die Literatur bei Kraus.

[2]) Chemische Zusammenstellungen finden sich in Braemer, Les Tannoïdes, Toulouse 1891. H. Trimble, The tannins, Philadelphia 1894. Vgl. ferner Kunz-Krause, Über ein natürliches System der Tannoide. Verhandl. d. schweiz. Naturforsch-Ges. in Bern 1898 (Schweiz. Wochenschr. f. Chem. u. Pharm. 1898, S. 136).

wähnen, daß z. B. Kunz-Krause[1]) folgendes System der Tannoide aufgestellt hat. I. Nicht glykosidische Verbindungen. 1. Tannogene. a) Dioxysäuren. b) Trioxysäuren. 2. Tannoide. a) Protocatechutannoide. b) Gallotannoide. II. Glykosidische Verbindungen. 3. Glukotannoide. a) Protocatechuglucotannoide. b) Gallotannoide. 4. Phloroglucotannoide. a) Protocatechu-Phloroglucotannoide. b) Gallo-Phloroglucotannoide und in dasselbe schon über 50 Körper einrangiert hat.

Ganz ähnlich steht es mit den Harzen. Hier habe ich selbst versucht, einiges aufzuklären.[2]) Ich habe gezeigt, daß sich auch unter dem Begriffe „Harz" nicht eine, sondern viele Klassen von Körpern verstecken, ja, daß wir es hier mit drei offenbar grundverschiedenen Reihen zu tun haben.

Ich habe gezeigt, daß wir unter den Harzen zunächst solche unterscheiden können, die die Ester von Resinotannolen enthalten, dann solche, welche eine merkwürdig resistente Körperklasse, die Resene, führen und endlich solche, welche Harzsäuren (Resinolsäuren) als Hauptbestandteil besitzen. Ich will auf die Einzelheiten der von mir in dem chemischen Teile dieses Buches entwickelten Theorien hier nicht eingehen, will jedoch bemerken, daß die drei Reihen von Harzbestandteilen: Resinotannole, Resinolsäuren und Resene nicht nur unter sich wesentliche Verschiedenheiten aufweisen, sondern, daß auch die Glieder einer Reihe voneinander abweichen und derselbe Körper in zwei verschiedenen Harzen nur selten aufgefunden wurde. Die Harze zeigen eine geradezu verwirrende Mannigfaltigkeit im einzelnen. Dazu kommt, daß ein Harz oft aus einem Dutzend verschiedener Substanzen besteht.

Aus alledem geht hervor, daß die Frage: Können Harze aus Gerbstoffen hervorgehen? in dieser Allgemeinheit gar nicht aufgeworfen werden kann, sondern so formuliert werden muß: Gibt es Harzbestandteile, die zu Gliedern der Gerbstoffgruppen chemische Beziehungen besitzen?

So formuliert, muß die Frage bejaht werden. Die von mir aufgestellte Gruppe der Resinotannole (vgl. S. 31 und 1064) kann bestimmt, wie schon ihr Name zeigt, zu den Tannoiden gezählt werden: ihre Glieder geben Gerbstoffreaktion und einige derselben gehören zu den nicht glykosidischen Protocatechutannoiden (Gruppe II bei Kunz-Krause). Andrerseits stehen die von mir und meinen Schülern als esterbildend in Harzen aufgefundenen aromatischen Säuren der Benzoë-

[1]) a. a. O. S. 437.

[2]) Vgl. den chemischen Abschnitt dieses Buches.

säure-, Zimtsäure- und Oxyzimtsäure-Reihe in nahen Beziehungen zu Gliedern der Tannogenreihe der Tannoide, der Protocatechusäure, der Dioxyzimtsäure, der Gallussäure.

Danach sollte man nun eigentlich erwarten, daß die Umgebung der Harzkanäle der Umbelliferen, deren Harze stets Resinotannole enthalten, reicher an Gerbstoff wäre, als die der Harzgänge der Coniferen, deren Harze keine Resinotannole enthalten. Das ist aber keineswegs der Fall. Auch das Epithel der Coniferenkanäle, wenigstens das der Rindengänge, zeigt starke Gerbstoffreaktion und bei den Umbelliferen erhält man, wie Wilke fand,[1]) die Reaktion nur an den kollenchymständigen Kanälen, nicht an den im übrigen Gewebe verteilten. Die Sachen liegen also keineswegs so einfach und über die obigen ganz allgemein gefaßten Sätze können wir zur Zeit noch nicht hinausgehen.

Nach einer ganz anderen Richtung führt uns jedoch die Erkenntnis, daß eine Reihe von Harzbestandteilen besonders aus der Gruppe der Terpenharze Cholesterinreaktion zeigt, also zu den Cholesterinen (Phytosterinen) in Beziehung steht, die von mir als regelmäßige normale Bestandteile des Zellinhaltes erkannt wurden, sowie die durch eine Reihe von Tatsachen gestützte Hypothese, daß z. B. die Amyrine sowohl zu den Cholesterinen und Terpenen als auch zur Chinovasäure Beziehungen besitzen. Ich bin daher (vgl. S. 723) jetzt viel eher geneigt, das Cholesterin (Phytosterin) als die Muttersubstanz namentlich der Resinolsäureharze zu betrachten als die Gerbstoffe.

Noch komplizierter wird die Sache, wenn wir auch noch die ätherischen Öle mit heranziehen, die doch auch in den Sekretbehältern entstehen. Dieselben besitzen eine fast noch größere Mannigfaltigkeit als die Harze. Schon die eine Gruppe der Terpene[2]) hat sich als eine ganze Körperklasse entpuppt und ich brauche nur daran zu erinnern, welche Unmasse neuer Körper der Gruppen der Aldehyde, Ketone, Alkohole und Ester in den ätherischen Ölen gefunden wurde, und hinzuzufügen, daß noch von keinem derselben sichere Beziehungen zu Gerbstoffen oder anderen in der Nähe der Sekretbehälter auftretenden Substanzen aufgefunden wurden, um die Ansicht zu begründen, daß wir noch sehr weit davon entfernt sind, eine klare Vorstellung von der Bildung dieser Substanzen im Pflanzenkörper zu erhalten.

[1]) Dissertation. Halle 1883. S. 9.

[2]) Allein diese Gruppe hat eine ganze Literatur. Man vgl. z. B. Häussler, Die Terpene. Braunschweig 1896; Aschan, Alicyclische Verbindungen.

Diese Vorstellungen wird und kann uns nur die Chemie vermitteln und wenn sie auch vielleicht nicht die letzten biologischen Rätsel der Harzbildung in der lebenden Pflanze löst, so ist doch ohne sie der Weg überhaupt nicht gangbar, der zur Lösung führt. Mit anatomisch-mikrochemischen Untersuchungen kommen wir sicher nicht zum Ziel. Das hat auch bezw. des Gerbstoffes G. Kraus erkannt.

Als aufgeklärt dürfen wir jedoch die Tatsache betrachten, daß so vielen Harzen gummiartige Substanzen beigemengt sind. Man nennt eine Gruppe der Harze ja geradezu „Gummiharze". Diese gummiartigen Substanzen, die, wie ich zeigen konnte, in einigen Fällen mit dem Gummi arabicum verwandt sind, entstammen ganz sicher der resinogenen Schicht, die ja den Charakter einer Schleimmembran besitzt. Und auch der Umstand, daß es besonders die Umbelliferen sind, welche Gummiharze liefern, erklärt sich aus der weichen Beschaffenheit der resinogenen Schicht ihrer Kanäle, während die der Coniferenkanäle derb und fest zu sein pflegt, übrigens auch früh zugrunde geht. Schneidet man daher einen Coniferenkanal an, so fließt nur Harzbalsam aus, während bei gleicher Behandlung bei den Umbelliferen dem ausfließenden Harzsafte auch Gummischleim beigemengt ist.

Auch auf einen anderen Punkt will ich alsbald an dieser Stelle zu sprechen kommen. Bei der Beantwortung der Frage, ob in den sezernierenden Zellen Harzbalsam vorkommt oder nicht, ist immer alles, was mit Alkanna oder Osmiumsäure reagierte, als „ätherisches Öl" oder „Harz" bezeichnet worden, ja oftmals hat man sogar alle hellen, lichtbrechenden Tropfen als Harz oder Öl angesprochen. Es geschah dies, weil man andere Hilfsmittel nicht hat. Sicher ist hier vieles in einen Tropf geworfen worden, was nicht zusammen gehört, ja ich zweifele gar nicht daran, daß sogar oftmals fettes Öl mit ätherischem verwechselt wurde (vgl. oben S. 1131 und S. 1152).

VI.

Die sezernierenden Hautdrüsen

Drüsenhaare, Colleteren, Drüsenflächen.

Schon im dritten Kapitel habe ich auf die Beziehungen hingewiesen, die zwischen den Untersuchungen der „Drüsen" und denen der Sekretbehälter bestehen. Ich habe bereits erwähnt, daß eine Gruppe von Drüsen, die sogenannten inneren oder blasigen Drüsen, mit den Sekrettaschen und -Lücken oder Sekretbehältern im engeren

Sinne zusammenfallen. Es erübrigt nun noch einiges über die sezernierenden Hautdrüsen hinzuzufügen, die als Epidermalorgane bezw. Haarbildungen meist gemeinsam mit den Haaren studiert wurden.

Hier sind Guettards Arbeiten[1]) grundlegend gewesen, der 6000 Pflanzen auf „glandes" hin untersuchte, aber noch Stomata und Lentizellen zu den Drüsen rechnete. Auch Schrank,[2]) Eble[3]) und besonders Mirbel[4]) beschäftigten sich mit den Drüsen und stellten auf anatomische Merkmale gegründete Klassifikationen und Schemata auf, auf deren Einzelheiten einzugehen hier zu weit führen würde,[5]) die sich übrigens mehr oder weniger an Guettard anlehnen. Mirbel unterschied schon gut die Labiatendrüsen[6]) (als glandes globulaires und en mamelon) von den Nektarien (g. florales) u. a. Noch bestimmter geschieht dies bei DeCandolle,[7]) der den Begriff „glande" einschränkte und die „glandes" von den „poils" abtrennte. Bei letzteren unterschied er poils glandulifères und p. excrétoires. Besonders wertvoll aber ist auch hier Meyens Studie „über die Sekretionsorgane".[8]) Mehr oder weniger wichtige Details über die Hautdrüsen sind dann in den sehr zahlreichen Arbeiten über die Haarorgane,[9]) z. B. in denen von Weiss,[10]) Eble,[11]) Bahrdt,[12]) Rauter[13]) Prillieux,[14]) Chodat[15]) zerstreut. Für die vorliegende Studie, die sich weniger mit den morphologischen als den physiologischen Verhältnissen der Hautdrüsen beschäftigt, ist aber besonders eine Untersuchung von Martinet wichtig,[16]) der die Frage nach dem Auftreten des Sekretes und der

[1]) Mém. de l'acad. 1745—1756 (vgl. die Anm. auf S. 1112).

[2]) Von den Nebengefäßen der Pflanzen. Halle 1794.

[3]) Die Lehre von den Haaren in der gesammten organischen Natur. Wien 1831.

[4]) Mém. sur l'anat. des plantes und Eléments de physiologie végétale.

[5]) Martinet reproduziert sie (a. a. O.).

[6]) Über dieselben vgl. auch Griesselich, Kleine bot. Schriften. Karlsruhe 1836. I.

[7]) Organographie végétale I. p. 78 und Organographie (deutsch von Meisner).

[8]) Berlin 1837 (vgl. auch Meyens neues System der Pflanzenphysiologie 1837).

[9]) Literatur bei de Bary, Haberlandt und in meiner Angewandten Pflanzenanatomie.

[10]) Die Pflanzenhaare in Karstens botan. Untersuchungen. Berlin 1867. Mit 13 Tafeln.

[11]) Die Lehre von den Haaren usw. Wien 1831. I.

[12]) De pilis plantarum. Dissertatio. Bonn 1849.

[13]) Zur Entwickelungsgeschichte einiger Trichomgebilde. Denkschr. der Wiener Akad. 1871.

[14]) De la structure des poils des oléacées et des jasminées. Ann. sc. nat. 4 Sér. T. V, p. 5.

[15]) Les trichomes capités du Dipsacus. Arch. sc. phys. et nat. 1892. p. 166.

[16]) Organes de sécrétion des végétaux. Ann. sc. nat. 5 Sér. T. XIV. p. 91.

Art seiner Bildung aufwarf und sodann eine Arbeit von Hanstein,[1]) der ebenfalls vorwiegend diesem Punkte seine Aufmerksamkeit zuwandte. In neuerer Zeit habe ich gelegentlich der Bearbeitung der Tafeln meines anatomischen Atlas[2]) die sezernierenden Hautdrüsen vielfach näher angesehen. Auch in Haberlandts physiologischer Pflanzenanatomie[3]) sowie bei de Bary und Behrens[4]) finden sich einige Details. Den Hautdrüsen der Labiaten und Kompositen, sowie den Drüsen des Hanf habe ich besondere Studien gewidmet,[5]) ganz besonders häufig aber sind seit Personne[6]) die Hopfendrüsen studiert worden.

Der Begriff „Drüse" wurde wohl zuerst von St. Hilaire[7]) ausschließlich auf die sezernierenden Epidermaldrüsen angewendet, die in den neueren Handbüchern allgemein mit diesem Namen oder als „Hautdrüsen" (Drüsenhaare) bezeichnet werden.[8]) Die älteren, z. B. Meyen, Martinet, nannten sie „Kopfhaare" (poils glandulenx) oder „äußere Drüsen" (glandes extérieures), aber auch noch heute begegnet man manchmal diesen Namen.[9])

Ich reserviere das Wort „Drüse" ausschließlich für die sezernierenden Hautdrüsen.[10]) Schleiden[11]) möchte es ganz beseitigen. „Der ganze Begriff der Drüse hat mir aber bei den Pflanzen keinen Sinn", sagt er (a. a. O. S. 202). Haberlandt[12]) nennt die Drüsenhaare „Äußere Drüsen" oder Hautdrüsen.

Wie erfolgt nun in den Hautdrüsen die Sekretbildung? Diese Frage hatten sich bereits Martinet und Hanstein vorgelegt. Martinet macht zunächst darauf aufmerksam, daß „le tissu chargé

---

[1]) Über die Organe der Harz- und Schleimabsonderung in den Laubknospen. Bot. Zeit. 1868. S. 697. Über die Colleteren vgl. auch Theorin bot. Jahresber. 1878 I S. 34.

[2]) Anatom. Atlas d. Pharmakognosie von Tschirch und Oesterle.

[3]) 2. Aufl. S. 434.

[4]) Über einige ätherisches Öl sezernierende Hautdrüsen. Ber. d. bot. Ges. 4 (1886) S. 400.

[5]) Tageblatt d. Berliner Naturforscher-Vers. 1886. S. 422. Tageblatt des Wiesbadener Naturforscher-Vers. 1887, S. 93 und Angew. Pflanzenanatomie. Vgl. auch Unger, Anat. u. Phys. sowie Grundlinien.

[6]) Ann. sc. nat. 4 Ser. T. I, p. 299. Eine gute Darstellung in Knys Wandtafeln

[7]) Leçons de botanique. Paris 1840.

[8]) So bei de Bary, Haberlandt, A. Meyer, Frank.

[9]) Z. B. bei Haberlandt u. A.

[10]) Angew. Anatomie S. 461.

[11]) Grundzüge, 4. Aufl. 1861, S. 202.

[12]) Physiolog. Pflanzenanatomie, 3. Aufl. 1904. S. 449.

de la sécrétion est bien différent", daß das sezernierende Gewebe der verschiedenen Drüsenarten spezifisch verschieden sei in anatomischer und physiologischer Beziehung von den anderen Geweben und unter sich.

Martinet findet ebenso wie Weiss in den sezernierenden Zellen der Hautdrüsen anfangs Plasma, dann (neben Gerbstoff und Stärke) Öl und Harz und sagt (a. a. O. p. 161): „La substance sécrétée sort à travers les parois des cellules glandulaires et s'extravase entre la glande et la cuticule qui recouvre cet organe".

Hanstein ist ebenso oft von denen zitiert worden, die eine Bildung des Öls in den sezernierenden Zellen und Abscheidung nach außen annehmen, wie von denen, die das Sekret zwischen Außenwand und Cuticula entstehen lassen. Denn er fand in einigen Fällen „Öltröpfchen" in dem Drüsenkopfe und im Subkutikularsekret (Cunonia, Coffea, Aesculus, Alnus, Ribes, Platanus, Viola), in anderen Öl nur in letzterem (Corylus, Carpinus, Ostrya, Azalea, Lonicera, Sambucus, Syringa, Forsythia, Helianthus, Inula, Geranium, Salvia). Die Entstehung des (das Öl in der überwiegenden Anzahl der Fälle begleitenden) Schleimes findet nach ihm „offenbar innerhalb der Zellenmembran" statt, während er für das Öl Bildung in den sezernierenden Zellen und Abscheidung durch Plasmaschlauch und Cellulosehaut hindurch in diesen Schleim hinein annimmt. „Man könnte also annehmen, daß das Harz molekülweise dieselbe (die Zellstoffwand) durchwanderte, also durch Diffusion", sagt er. „Bei der Massenhaftigkeit und Lebhaftigkeit jedoch, die der Harzerguß in vielen Fällen zeigt", fährt Hanstein fort, „müßte man dann erwarten, daß wenigstens zeitweise so zahlreiche Harzmoleküle zugleich innerhalb der Zellwand seien, daß die Anwesenheit derselben, wie sonst in harzdurchtränkten Zellwänden, optisch durch stärkeres Lichtbrechungsvermögen und chemisch durch farbige Reaktion wahrnehmbar wären. Dies habe ich aber niemals bemerkt."

Daher deutet er doch schließlich an, daß, obgleich die Entstehung des Harzes außerhalb der Zelle, ohne Mitwirkung des Protoplasmas schwer vorzustellen ist, doch unleugbar gewichtige Gründe für die Annahme vorliegen, daß bisweilen wenigstens auch das Harz „seine eigentliche Natur erst annimmt, nachdem es noch in anderer Gestalt die Zellwand durchsetzt hat". Das heißt mit anderen Worten, daß das Harz nicht im Zellinhalt, sondern subkutikular entsteht.

De Bary hat an diese letztere Bemerkung Hansteins angeknüpft. Das Ergebnis seiner eigenen Beobachtungen[1]) faßt er dahin zusammen,

[1]) Anatomie, S. 94 und 99.

daß bei den blasigen Hautdrüsen mit einzelligem oder mehrzelligem Drüsenköpfchen „der sezernierte Körper auftritt an der Grenzfläche zwischen Cuticula und Zellenmembran". „Wo es gelingt", sagt er, „Drüsen mit harzigem Sekret während der intensivsten Sekretbildung im intakten Zustande genau zu beobachten, da findet sich im Innern der Cellulosewand[1]) wasserklarer Zellsaft und auffallend homogenes oder sehr gleichförmig feinkörniges Protoplasma und keine Spur von optisch nachweisbaren Harztröpfchen." „Die angegebenen Beobachtungen", schließt er daher, „legen die Anschauung nahe, daß das Sekret — zunächst das harzige — gleich dem Wachs erst in der Wand selbst abgeschieden wird, vielleicht erst in der Wand selbst entsteht." Auftreten von Öl und Harz in den sezernierenden Zellen sah de Bary in größeren Mengen nur bei alten Drüsen.

Gegen die Beobachtung Hansteins und de Barys, daß das Sekret, wenn es außerhalb des Plasmaleibes sichtbar wird, stets zwischen Cellulosewand und Cuticula auftritt, sind nur von Behrens[2]) Einwände erhoben worden, der bei Pelargonium zonale das Öl zwischen Plasmaschlauch und Cellulosewand glaubte gesehen zu haben. Allein Haberlandt[3]) hat gezeigt, daß dies nicht richtig ist, sondern das Öl auch bei Pelargonium zwischen Cuticula und Cellulosehaut auftritt.

Dagegen nahmen die neueren Autoren, die sich darüber äußern — Haberlandt, Behrens — an, daß das Sekret (entgegen der Auffassung de Barys) im Inhalte, speziell im Plasma der sezernierenden Zellen gebildet, dort zunächst deponiert und dann durch die Außenmembran der Drüsenwand hindurchgepreßt werde. Neuerdings[4]) hat Haberlandt übrigens seine Bedenken gegen meine Auffassung fallen lassen.

Ich habe viele hundert sezernierende Hautdrüsen angesehen, bin aber im wesentlichen zu der Auffassung de Barys gekommen. Allerdings ist nicht in Abrede zu stellen, daß es eine ganze Anzahl von sezernierenden Hautdrüsen gibt (Pelargonium, Salvia, Erodium, Alnus, Aesculus, Viola, Cannabis u. a.), welche außer in der subkutikularen Schicht auch in den sezernierenden Zellen, ja sogar in den Stielzellen der Drüse, rundliche Tropfen enthalten, einige sogar früher als Sekret in der subkutikularen Zone auftritt. Allein nichts berechtigt uns, diese runden Tropfen im Zellinhalte ohne weiteres als identisch

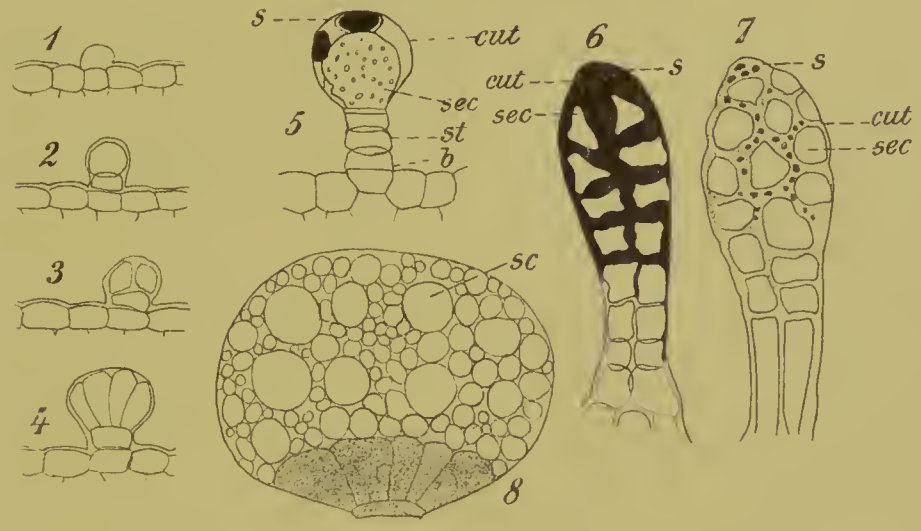
[1]) D. h. natürlich „innerhalb", im Lumen.

[2]) Über einige ätherisches Öl sezernierende Hautdrüsen. Ber. d. bot. Ges. 1886, S. 400.

[3]) Phys. Pflanzenanatomie, 2. Aufl., S. 434.

[4]) Physiolog. Pflanzenanat. 1904, S. 478.

mit dem subkutikularen Harzsekret zu betrachten. Denn schon Mesnard hat darauf aufmerksam gemacht, daß z. B. das Öl der Epidermiszellen bei Citrus ganz andere Eigenschaften hat, als das Öl der Sekrettaschen. Gewiß, in einigen Fällen reagieren diese Tropfen auf Osmiumsäure, auf Hansteinsches Anilinviolett, auf Alkannin, sie lösen sich in Alkohol und was dergleichen mehr ist. Aber alles dies tut z. B. fettes Öl auch und auch die bisweilen angegebene Methode, fettes Öl von „ätherischem" dadurch zu unterscheiden, daß man die



Figur 90.

Drüsenhaare.

1—4. Entwicklung eines Drüsenhaares von Syringa vulgaris. 5. Drüsenhaar von Pelargonium roseum, im Sekretraum Öl, in den sezernierenden Zellen Gerbstoff- und Fett-Tröpfchen. 6 u. 7. Drüsenhaare von Azalea indica. Das Sekret entsteht nicht nur in dem subcuticularen Raume, sondern auch zwischen den Zellen, die dadurch auseinander getrieben werden. 8. Labiatendrüsenhaar in lebhaftester Sekretbildung. Das Sekret bildet einen Schaum. (Vgl. auch Taf. IV der ersten Auflage dieses Buches.)

Pflanzenteile erhitzt, wobei nur das ätherische Öl verdunste, fettes nicht, ist unbrauchbar, denn die höher siedenden Anteile zahlreicher ätherischer Öle verdunsten auch nicht im Trockenschrank und viele verharzen dabei und die im Plasma eingebetteten Bläschen zahlreicher differenter, wässeriger Lösungen werden im Trockenschrank auch verschwinden. Osmiumsäure vollends ist unbrauchbar, da auch Gerbstoffe sich damit braun färben. Die kalte Verseifung mit Alkalien ist manchmal brauchbar. Aber das Auftreten von Kristallnadeln in Öltropfen beweist auch hier nicht das Vorhandensein von fettem Öl, denn z. B. das eugenolhaltige, ätherische Nelkenöl bildet bei Natronzusatz reichlich

Nadeln von Eugenolnatrium. Wenn also schon identische Reaktion zunächst nichts für wirkliche Identität beweist, so sind Fälle genug bekannt, wo schon die Reaktion eine verschiedene war (Ribes, Azalea, Pelargonium, Geranium, Salvia) oder schon ihr Aussehn ganz anders ist (Chenopodium, Solanum, Cannabis).

Aber selbst wenn beide Körper, der im Zellinhalte vorgefundene und das Subkutikularsekret, sich durch vollgiltige Beweise als identisch erweisen, so ist damit doch nur bewiesen, daß an beiden Stellen das gleiche Sekret entstehen kann, nicht daß das Öl von dem Zellinneren durch die wasserhaltige Membran hindurchdringt. Wir werden später sehen, daß Öl und Harz in der Tat auch im Innern von Zellen entstehen kann. Für die Beurteilung der Sekretbildung in den Hautdrüsen ist aber zunächst wichtig nur die Frage, ob Subkutikularsekret irgendwo zu beobachten ist, wo keine Tröpfchen in den sezernierenden Zellen zuvor zu sehen waren.

Es ist mir nun aber gelungen, einen, wie ich glaube, sicheren Weg zur Unterscheidung der einzelnen mit Osmium sich schwärzenden Tröpfchen zu finden und nachzuweisen, daß die Tröpfchen des subkutikularen Sekretes mit den Tröpfchen in den Kopf- und Stilzellen der Drüsen nicht identisch sind.[1]) Diese Untersuchungen, die an Drüsen von Pelargonium, Mentha, Salvia, Anthemis, Achillea, Cannabis, Nicotiana, Rosa, den Colleteren von Aesculus und Syringa angestellt und dann auch auf die Drüsenflächen der Placenten von Capsicum annuum und der Winterknospenschuppen der Populusarten ausgedehnt wurden, wurden in folgender Weise angestellt. Ausgehend von der Vorstellung, daß im wesentlichen drei Körperklassen sich mit Osmiumsäure schwärzen, die Gerbstoffe, die Fette und die ätherischen Öle und Harzbalsame, wurden die Schnitte, nachdem zunächst festgestellt war, wo sich mit Osmiumsäure schwärzende Tropfen finden, zunächst 24 Stunden in Wasser gelegt. Das Wasser löste die Gerbstoffbläschen, die sich häufig in den Stielzellen finden. Legt man einen der Schnitte zur Kontrolle in Osmiumsäure, so sind in der Tat oft eine Anzahl der Tröpfchen verschwunden. Dann wurde der Schnitt 24 Stunden in verdünnte Kalilauge gelegt und darauf 48 Stunden mit Wasser gewaschen. Die Fette wurden hierdurch verseift und durch das Auswaschen der Seifen gelöst und fortgeführt. Legt man nun in Osmiumsäure, so läßt sich ohne Schwierigkeit feststellen, daß nunmehr nur in der subkutikularen Partie Schwärzung eintritt, nirgends sonst, d. h. also, daß sich ätherische Öle und Harzbalsame

[1]) Vgl. meine Mitteilung auf der Münchener Naturforscherversammlung 1899.

nur an dieser Stelle zwischen Cuticula und Cellulosewand der sezernierenden Zellen finden. Es sind dann im Laufe eines Jahres diese Befunde von Herrn Tunmann[1]) an einem viele hunderte von Präparaten umfassenden Materiale geprüft worden und niemals wo anders als nur im subkutikularen Raume Harzsekrete gefunden worden.

Sehr zahlreich sind übrigens auch die Fälle, wo überhaupt weder auf optischem, noch auf mikrochemischem Wege Tröpfchen von Ölaussehn oder Ölreaktion in den sezernierenden Zellen zu finden sind. Hierher gehören z. B. viele Öldrüsen der Labiaten und Kompositen, ferner die sezernierenden Drüsen von Corylus, Sambucus, Primula, Syringa, Cistus und zahlreiche andere Fälle, die Hanstein und de Bary erwähnen, sowie die von Mettenius[2]) zuerst erwähnten, dann von Schacht[3]) beschriebenen eigenartigen, einzelligen Drüsen, die in die Interzellularen der Rhizome von Aspidium Filix Mas hineinragen, aber auch außen an den Spreuschuppen vorkommen, sowohl bei Aspidium Filix Mas wie bei anderen Aspidien.[4]) Sie sind neuerdings von Höhlke[5]) studiert worden, der zu dem Resultate kam, daß das Sekret der Polypodiaceendrüsenhaare ausschließlich ein Produkt der Zellmembran ist und durch Umwandlung von Membranlamellen oder durch Ausscheidung aus der Zellmembran entsteht.

Bei allen diesen Drüsen tritt Sekret zunächst in einem frühzeitig sich bildenden Raume auf, der zwischen der Celluloseaußenwand der sezernierenden Zellen und der Cuticula sich bildet. Dies Sekret ist in der überwiegenden Zahl der Fälle (auch dort, wo Tröpfchen in den sezernierenden Zellen gefunden wurden) ein Gemisch von Schleim und Balsam. Löst man den Balsam mit Alkohol heraus, so bleibt oftmals, nicht immer, ein Schleimnetz zurück.

Nichts liegt nun näher, als auch hier eine resinogene Schicht anzunehmen, wie bei den schizogenen Sekretbehältern, die

[1]) Tschirch und Tunmann, Über die Öldrüsen. Arch. d. Pharm. 1901 S. 7 und O. Tunmann über die Sekretdrüsen. Dissertation. Bern 1900 mit 3 Tafeln.

[2]) Filices horti botan. Lipsiens. 1856 p. 92.

[3]) Über ein neues Sekretionsorgan im Wurzelstock von Nephrodium Filix Mas. Pringsh. Jahrb. 3 (1863) S. 352.

[4]) Ich habe dieselben durch einen meiner Schüler, Herrn Laurén, studieren lassen. Man kann sie gut zur Differenzialdiagnose benutzen. (Schweiz. Wochenschr. f. Pharm. 1896. Nr. 48. Taf. 1 u. 2.) Vgl. auch Angew. Anatomie, Fig. 546 und Anatom. Atlas Taf. 79.

[5]) Über die Harzbehälter u. d. Harzbildung bei den Polypodiaceen. Diss. Bern 1901 (auch Bot. Centralbl. XI. 1901 Heft 1). Vgl. auch die Tafeln zu dieser Arbeit.

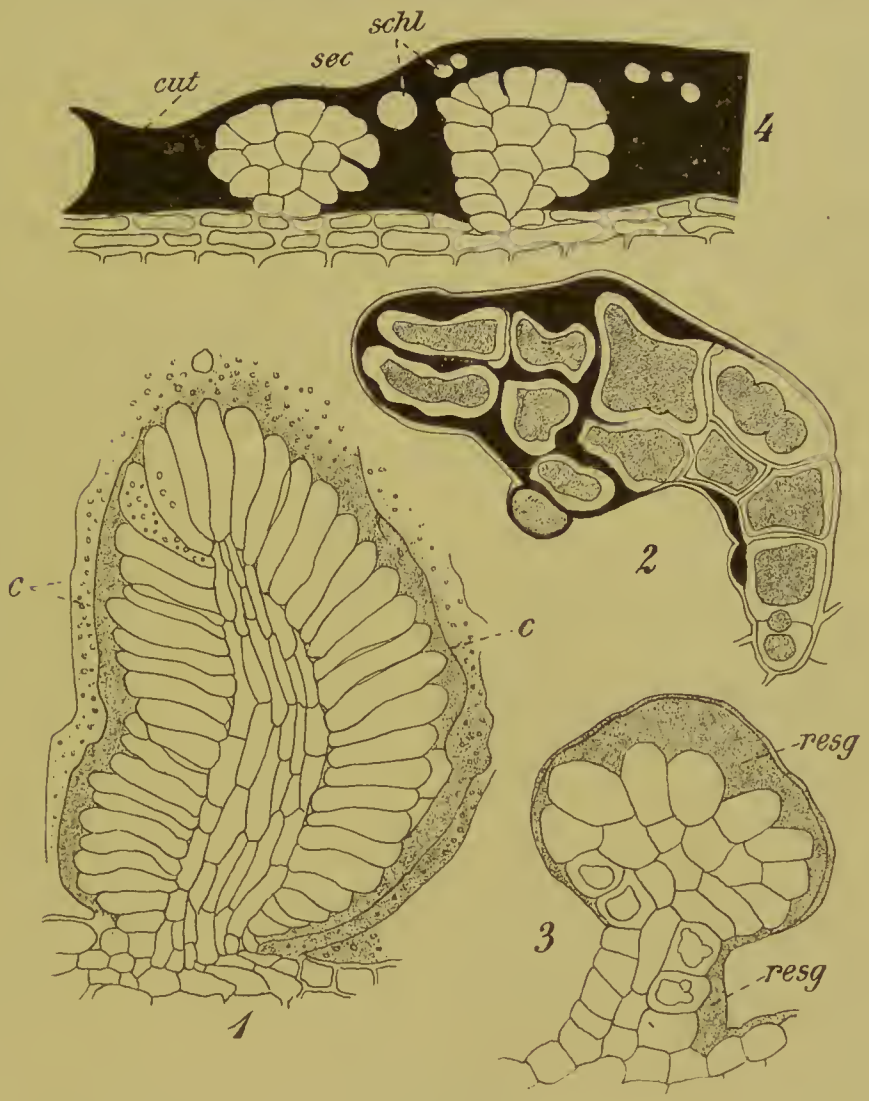
ja auch schon de Bary mit den Hautdrüsen in Parallele setzte. Betrachtet man z. B. die subkutikularen Sekretansammlungen bei den Drüsen von Coffea oder Cnnonia oder Azalea (Fig. 91), so läßt sich leicht feststellen, daß sie aus einem Schleimölgemisch bestehen. Alles dies hat schon Hanstein beschrieben. Aber wenn es auch als Regel gelten kann, daß das Subkutikularsekret ein Gemisch von Gummi und Schleim ist, so gibt es doch auch Fälle, wo man Schleim nicht oder doch nicht deutlich nachweisen kann und nur aus der Schwellbarkeit der Subkutikularpartie auf das Vorhandensein von einer schleimigen Substanz geschlossen werden muß. Solche Fälle sind mir z. B. bei den Drüsen von Matricaria Chamomilla begegnet; sie sind von Hanstein bei Ribes und Alnus beobachtet worden, sie liegen überall da vor, wo die Sekretblase am Scheitel der Gipfelzelle die Außenwand der letzteren einstülpt. Auch bei den Labiaten-Öldrüsen (Fig. 90) findet man nach vorsichtigem Weglösen des Öls oft nur einen sehr zarten Rückstand, selten ein wirkliches Schleimnetz. Es ist nicht genau festzustellen, ob die Schleimmenge in jungen Entwicklungsstadien größer ist als in älteren. Jedenfalls bestehen außerordentliche Verschiedenheiten zwischen den Hautdrüsen verschiedener Arten. Es gibt solche mit sehr viel Schleim und solche mit sehr wenig, stark und schwach quellende, gerade wie bei der resinogenen Schicht der schizogenen Gänge auch. Jedenfalls ist der Schleim der resinogenen Schicht der Öldrüsen nur selten so derb, wie die Schleimsubstanz der resinogenen Schicht der schizogenen Gänge, auch fehlen ihm für gewöhnlich die Stäbchen und Körnchen. Nichtsdestoweniger stehe ich nicht an, ihn als eine der resinogenen Schicht der schizogenen Gänge und der Kappen der schizolysigenen Behälter analoge Bildung zu betrachten, ihn als eine zur Wand der sezernierenden Zellen gehörige Schicht anzusprechen und in ihn den Sitz der Ölbildung zu verlegen.

Die Zwischenwanddrüsen wären alsdann ein Fall, wo die resinogene Schicht auch auf die Querwände sich erstreckt, wo also ihre Zugehörigkeit zur Membran noch klarer hervortritt.

Auch Höhlke nimmt bei Pelargonium (ebenso wie bei den Polypodiaceenhaaren) Entstehung des Sekretes aus einer subkutikularen Membranpartie an.[1])

[1]) A. a. O. S. 41.

Auch bei den lackierten Blättern einiger Xerophyten wird übrigens das Sekret durch Drüsengruppen der Blätter produziert, deren Sekret ähnlich entsteht.[1])



Figur 91.

Colleteren.

1. Von Coffea arabica. 2. Von Carpinus Betulus. 3. Von Ribes sanguineum (nach Haustein). 4. Aus der Knospe von Aesculus Hippocastanum.

An die Harz sezernierenden Hautdrüsen scheinen sich nun direkt die sezernierenden Stellen der Septalnektarien anzuschließen, wenigstens findet sich z. B. der Nektar bei Toffieldia palustris und calyculata,

[1]) Volkens, Ber. d. bot. Ges. VIII. 1890 S. 120, Arcangeli, bot. Jahresber. 1883, I S. 316.

Agave Göppertiana u. A., wie Schniewind-Thies[1]) zeigte, in einer subkutikularen Schleimpartie. Dasselbe sah ich bei den extrafloralen Nectarien der Blätter von Prunus Laurocerasus. Die Cuticula wird auch hier abgehoben, oft gesprengt und bisweilen wieder erneuert, was Hanstein auch bei Colleteren sah. Schniewind nimmt jedoch an, daß der Nektar von den Zellen durch die primäre Wand hindurch nach außen sezerniert wird.

Daß bei Drüsenflecken das Sekret subkutikular entstehen kann, habe ich für die Harzdrüsenflecke an den Plazenten der Früchte von Capsicum annuum nachgewiesen[2]) (Fig. 93).

Aus dem zahlreichen von uns untersuchten Material sei hier nur Einiges von den besonders für die Pharmakognosie wichtigeren Pflanzen erwähnt.

Die Vanille hat an den Medianen ihrer Fruchtblätter sezernierende Trichome. Das wahrscheinlich im frischen Zustande ölige Sekret war an dem untersuchten Alkoholmaterial bereits völlig verharzt, lag nur den Papillen auf, die Papillen selbst waren völlig sekretfrei. Das Sekret ist sehr beständig gegen Mineralsäuren und Alkohol. Die Membran der Papillen zeigt Cellulosereaktion. Eine Kutikula konnte nicht nachgewiesen werden. Wahrscheinlich ist dieselbe schon frühzeitig im Sekret zu Grunde gegangen oder hat sich sekundär in Harz umgewandelt.

Die Winterknospen von Populus nigra und balsamifera Fig. 93 werden von Harz verklebt, welches in Drüsenflächen gebildet wird. Diese Drüsenflächen sind nur auf der Innenseite der Deckschuppen vorhanden, dehnen sich aber ununterbrochen von der Basis bis zur Spitze über den mittleren Teil der Deckblätter aus. Die Zellen der Drüsenflächen entstehen aus gewöhnlichen Epidermiszellen durch Streckung derselben und sind am Ende ihrer Ausbildung meist doppelt so hoch als diese. Die Papillenzellen liefern nun die Stoffe, aus denen subkutikular die resinogene Schicht und schließlich das Sekret entsteht. Die Kutikula hebt sich, man sieht unter derselben einzelne sehr kleine Stäbchen und Körner von starkem Lichtbrechungsvermögen auftreten. Später füllt das Harz bei weiterer Sekretbildung den ganzen subkutikularen Raum gleichmäßig an. Die jungen Blattanlagen nehmen in der Knospe an der Sekreterzeugung nicht teil, jedoch sind die jungen entfalteten Blätter durch Harzabscheidung ausgezeichnet, welche durch Drüsenflächen geschieht, die besonders an den Blattzähnen und Blatträndern zur Entwicklung gelangen.

Von den Kupuliferen wurden Corylus und Alnus untersucht. Corylus besitzt Colleteren, sowohl an den Deckblättern als an den Blattanlagen. Der lange, mehrreihige Stiel erweitert sich allmählich zu einem keulenförmigen Drüsenkopf. Die jungen zur Entfaltung gelangten Blätter, an denen noch einzelne, zusammengefallene Colleteren anzutreffen sind, entwickeln Drüsenhaare, welche auf kurzem mehrreihigem Stiel ein rundes Köpfchen mit radial gestellten Sezernierungszellen tragen. Bei Alnus sind die köpfchenförmigen kleinen Drüsen, sowohl an den Deckblättern, als auch an den jungen Laubblättern vorhanden.

Von Cannabis sativa sei erwähnt, daß die Drüsen, welche an allen Teilen der Pflanze, besonders zahlreich aber an den weiblichen Infloreszenzen vorkommen, nach dem Labiatentypus gebaut sind, d. h. es sitzt einer Stielzelle ein mehrzelliger

[1]) Beiträge zur Kenntnis der Septalnektarien. Jena 1897. Fig. 1, 7, 8, 48.
[2]) Anatom. Atlas. Taf. 4, S. 14.

Drüsenkopf auf, dessen Zellen nebeneinander liegen. Die Drüsen sitzen der Epidermis direkt auf. Erst nach der Befruchtung der Blüte entwickeln sich lange vielzellige Stiele, und manchmal gabelt sich dieser Stiel in zwei Äste, so daß auf gemeinsamem Stiel zwei Drüsen sich befinden. Das Sekret, eine Lösung von Harz in ätherischem Öl, entsteht namentlich bei den Drüsen der Fruchtblätter in solcher Menge, daß die Cuticula sehr schnell nach Bildung desselben zerrissen und gesprengt wird, und das Sekret sich über den Stiel und die angrenzenden Partien ergießt. Das anfangs farblose Sekret nimmt allmählich gelbe Farbe an, welche beim Trocknen der Pflanzenteile ins Braune übergeht. Die Sezernierungszellen zeichnen sich durch hohen Gerbstoffgehalt aus, führen Eiweißsubstanzen und Fett.

Von den verschiedenen Pelargoniumarten wurde Pelargonium roseum eingehend untersucht. Die sogenannten Köpfchenhaare nehmen nicht viel an der Sekreterzeugung teil. Die weitaus größten Mengen ätherischen Öles werden in

Figur 92.

Drüsenhaare der Frucht von Mallotus philippinensis.

1. Querschnitt durch den Fruchtknoten; einige Drüsenhaare und Sternhaare sind auf langen Stielen weit über die Epidermis emporgehoben. 2. Langgestieltes und 3. kurzgestieltes Drüsenhaar. Tunmann del.

Drüsen gebildet, welche 40 bis 60 mik. lang werden und zumeist auf der Unterseite jüngerer Blätter stehen. Ihre Entwicklung ist höchst einfach. Eine Epidermiszelle wölbt sich empor, teilt sich durch Horizontalwände und bildet ein 3 bis 4-, seltener 5 bis 6-zelliges Trichom. Die Endzelle vergrößert sich stark und wird zur großen rundlichen Sezernierungszelle. Das ätherische Öl entsteht subkutikular in der resinogenen Schicht. Die Sekretbildung beginnt mit einem Emporheben der Cuticula, welches fast stets am Scheitel der Drüse anfängt. Zunächst läßt sich in dem farblos erscheinenden subkutikularen Raum weder optisch noch chemisch ein Körper nachweisen, trotzdem das Anschwellen der Cuticula auf einen quellbaren Körper schließen läßt. Bald entstehen jedoch ein oder zwei kleine Tropfen, die sich schnell vergrößern und ineinander fließen. Schließlich erscheint unter weiterer Hebung der Cuticula ein großer Balsamtropfen von starkem Lichtbrechungsvermögen im subkutikularen Raum, diesen fast ganz anfüllend. Nie wurden auch nur Spuren von ätherischem Öl in der Sezernierungszelle angetroffen.

Das untersuchte Material der Kamala stammte aus Java. Es waren Blüten- und Fruchtstände von Mallotus philippinensis. (Fig. 92.) Unsere Vermutung, daß die Kamaladrüsen Stiel- und Tragzelle besäßen, bestätigte sich. Es ist somit ihre Entwicklung die gleiche wie bei den Labiaten. Sie entwickeln sich am Fruchtknoten so dicht, daß viele von ihnen längliche Gestalt annehmen. Dazwischen erheben sich Drüsen auf sehr langem Stiel und ragen über die andern empor. Dieser Stiel wird 120 bis 140 mik. lang und ist zweireihig. Auch die für die Kamala so charakteristischen Stern- und Büschelhaare sitzen am Fruchtknoten, des Platzmangels wegen meist nicht der Epidermis auf, sondern sind gleichfalls lang gestielt. Da nun an den Früchten des trockenen Materials derartig lang gestielte Drüsen und Haare nicht angetroffen wurden, so liegt die Vermutung nahe, daß dieselben besonders leicht und sehr frühzeitig abfallen, vielleicht schon während der Entwicklung zur Frucht.

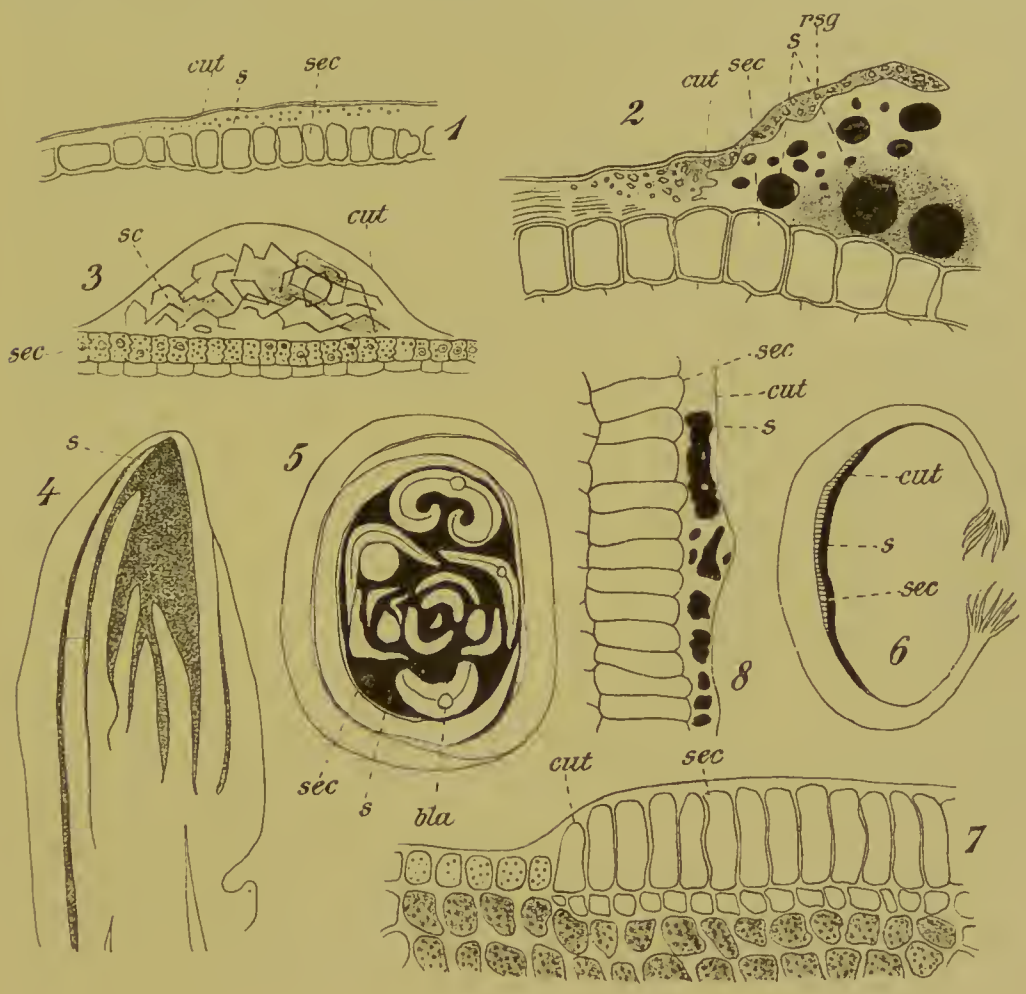
Auch die Winterknospen der Mannaesche, Fraxinus Ornus, besitzen sezernierende Trichome. Dieselben stehen ungemein dicht auf der Außenseite der Deckblätter. Die Bildung dieser Winterknospendrüsen geschieht dadurch, das jede Epidermiszelle zu einem Haare auswächst, welches anfangs ein- bis zweizellig ist. Schon die zweite Zelle, oft aber erst eine dritte wölbt sich keulenförmig vor. Diese angeschwollene Zelle teilt sich durch eine senkrechte Scheidewand in zwei Sezernierungszellen. Entweder bleibt nun das Köpfchen zweizellig oder es vergrößert sich durch mehr oder weniger rechtwinklig gegen die erste Wand ansetzende Scheidewände und wird dann 4-, selten 6-, meist 8-zellig. Viele Drüsen stellen auf diese Weise zierliche Rosetten dar. Die einzelnen Sezernierungszellen weichen häufig an der Spitze weit auseinander. Sie sind stets, selbst im Anfang ihrer Entwicklung mit einem roten Farbstoff angefüllt und lassen keine körnigen Bestandteile oder Tropfen erkennen. Das Sekret entsteht aus der resinogenen Schicht, sprengt frühzeitig die Cuticula, fließt am Stiel herab, an einzelnen Stellen an diesem in Form von Harzklumpen hängen bleibend. Reste der Cuticula sieht man nur selten, sie scheint bald im Sekret zu Grunde zu gehen. Im Alter schrumpfen die Köpfchen zusammen, ihr Farbstoff wird schwarz, endlich fallen sie ab, während ihre Stiele noch stehen bleiben.

Die typischen Solanaceendrüsen von Nicotiana Tabacum und Hyoscyamus niger sind langgestielte sezernierende Haare. Meist ist es nur der mittlere Teil einer Epidermiszelle, welcher zum Haar auswächst. Sie sind zahlreich an Laub- und Blumenblättern anzutreffen und erreichen ihre größte Ausbildung an den Blattrippen und am Kelche. Die Sekretbildung fängt sehr häufig nicht am Scheitel der Drüse, sondern an deren Seitenwänden an. Das Sekret besteht aus größeren Mengen zähen Schleimes und geringen Mengen Harz. Zuerst beschränkt sich die Verschleimung auf die subkutikulare Membranpartie der sezernierenden Zellen, später aber erstreckt sie sich auch auf die Zwischenwände derselben, sodaß bei älteren Drüsen einzelne Zellen sich aus dem gemeinsamen Zellverbande herauslösen. Es geht also hier, wie überhaupt vielfach im Pflanzenreiche die Verschleimung in der primären Membran vor sich.

Die Entwicklung der Drüsen von Capsicum annuum (Fig. 93) ist von mir[1]) eingehend studiert worden. Ich habe gezeigt, daß nur in diesen Drüsenflächen aus dem subkutikular entstandenen Sekrete sich das Capsaicin ausscheidet, welches dem spanischen Pfeffer seinen scharfen Geschmack verleiht. Die Drüsenflächen kommen nur an den Scheidewänden der Plazenta vor (Meyer). Die Bildung des Harzes aus der

[1]) Tschirch u. Oesterle: Anatomischer Atlas. S. 14, Tafel IV.

subkutikularen Membranpartie läßt sich bei Capsicum in den sämtlichen Stadien der Entwicklung verfolgen. Die Epidermiszellen sind an ihrer Außenseite durch eine geschichtete Membran sehr stark verdickt. Gewöhnlich sind die Epidermiszellen fast quadratisch. An jenen Stellen nun, an denen sie sich strecken und in



Figur 93.

Drüsenflächen.

1—3. Drüsenflächen (Drüsenflecke) an den Placenten von Capsicum annuum. Entwicklung des Sekretes in der subcutieularen Partie. 4 u. 5. Knospe von Populus nigra im Längsschnitt und Querschnitt. Das Sekret verklebt die Blätter der Knospe. 6—8. Populus balsamifera. 6. Ein Deckblatt der Knospe mit der Drüsenfläche auf der Innenseite. 7. Drüsenfläche vor und 8. bei beginnender Sekretion. (Vgl. auch Taf. IV der ersten Auflage dieses Buches.)

die Palissadenschicht übergehen, verschwindet allmählich die Schichtung der Membran. Zuerst hört die Schichtung in dem der Cuticula zunächst gelegenen Teile der Membran auf und an ihre Stelle treten anfangs vereinzelt, bald aber zahlreiche kleine Körner. Dann verschwindet auch die Schichtung längs der Epidermiszellen, die Membran zeigt zahlreiche Hohlräume, es tritt ein harziges Sekret auf und zwar in solcher Menge, daß die Cuticula blasig emporgehoben wird.

Die Drüsen von Azalea indica (Fig. 90) gehören zu den sogenannten Zwischenwanddrüsen. Und gerade diese lassen vor allem klar erkennen, daß die Sekretbildung in einer zur Membran gehörigen Schicht stattfindet. Die resinogene Schicht ist hier nicht nur auf die Außenwände der sezernierenden Zellen, welche der Kutikula anliegen, beschränkt, sondern erstreckt sich auch auf die Querwände derselben. Die Hauptmenge des Sekretes wird sogar in den Seitenwänden der Sezernierungszellen gebildet. In den sezernierenden Zellen selbst trifft man aber nie ätherisches Öl oder Harz, nicht einmal Spuren davon an.

Ihren Reichtum an ätherischem Öl verdanken die Labiaten gleichfalls den Sekretdrüsen. Die Form und Gestalt derselben (Fig. 90) kann geradezu als Charakteristikum für die Bauart der Labiatendrüsen gelten. Ich fasse daher auch derartig gebaute Drüsen unter die Bezeichnung „Labiatentypus" zusammen.[1]) Auf Basal- und Stielzellen folgen die nebeneinander stehenden Sezernierungszellen, 4 bis 12 an der Zahl. In der Regel sind es 8. Sie kommen an den Laub- und Blumenblättern vor, am Stengel sind sie selten, und finden sich nur an den Stengelkanten. Da bei sämtlichen offizinellen Labiaten die meisten Öldrüsen an jüngeren Blättern vorkommen, und zwar vorwiegend auf der Unterseite derselben, und nur in den Drüsen sich das ätherische Öl befindet, so sollten jüngere Blätter bei der Einsammlung bevorzugt werden, eine Forderung, welche ich für Mentha piperita schon in dem anatomischen Atlas stellte. Die Bildung des Sekretes ist bei allen Labiaten die gleiche. Im Anfange, wenn die Cuticula nur etwas von der Cellulosemembran der sezernierenden Zellen abgehoben ist, läßt sich im subkutikularen Raum kein ätherisches Öl oder ein anderer harziger Körper erkennen. Das Abheben der Cuticula wird mithin durch einen quellbaren Körper bedingt, der schleimiger Natur ist. Bei Mentha piperita bildet sich bald subkutikular ein Balsamtropfen, welcher sich mit weiterem Anschwellen der Cuticula immer mehr vergrößert und schließlich als einziger Tropfen fast den ganzen subkutikularen Raum erfüllt. Während nun der Balsamtropfen bei dem Material, welches aus dem Sommer stammte, stets stark lichtbrechend, klar und farblos war, erschien derselbe bei Oktober-Material von dicker Konsistenz und gelblichgrüner Farbe. Zu noch späterer Zeit wurden im subkutikularen Raum schaumige oder kristallinische dunkelbraune Massen konstatiert. Es oxydiert resp. verharzt also das Sekret im Spätherbst, bis es schließlich unter Sprengung der Cuticula die Blätter überzieht, während die Drüse selbst zu Grunde geht. Bei getrockneten Blättern macht das Sekret gleichfalls den Eindruck, als ob es verharzt sei, und sind in demselben dann häufig Büschel von feinen Kristallnädelchen vorhanden, welche sich in Chloroform, Alkohol-Äther und Eisessig lösen. Diese Kristalle konnten bei getrocknetem Material anderer nichtriechender Labiaten, z. B. bei Herbarmaterial von Mentha aquatica nicht gefunden werden.

Bei Salvia officinalis ist das Sekret von schaumiger Beschaffenheit (Fig. 90$_8$) und dunkelgrüner Farbe und wird durch Kali blaugrau.

Auch bei Balotta nigra füllt das stark lichtbrechende dunkelgrüne Sekret den subkutikulare Raum gleichmäßig an, wird aber von Kali sofort dunkelrot.

Von den Öldrüsen der Kompositen wurden diejenigen von Anthemis nobilis und Achillea Millefolium untersucht. Sie haben den charakteristischen Bau der Kompositendrüsen und bestehen aus 4 oder 5, seltener 3 oder 6 übereinander geschichteten zweizelligen Etagen. Die Entwicklung der Drüsen ist sehr einfach. Eine Epidermiszelle wölbt sich vor und teilt sich durch eine zur Epidermis parallel

[1]) Angewandte Pflanzenanatomie.

gehende Wand in zwei Zellen. Alsdann wird die der Epidermis eingefügt bleibende Zelle durch eine senkrechte Zellwand geteilt. Die ungeteilt gebliebene Endzelle wölbt sich nun wiederum weiter vor, teilt sich zuerst durch parallele Querwände in zwei Zellen, welch letztere durch später entstehende Längswände wieder in zwei nebeneinanderliegende Zellen sich teilen. Die Sezernierungszellen unterscheiden sich in ihrem Bau nicht von denen des Stieles und werden von der obersten oder den beiden oberen Etagen gebildet. Sie zeichnen sich durch ihren Reichtum an plasmatischen Stoffen aus, nur hie und da sind kleine Tropfen Fett, aber nie ätherisches Öl vorhanden. Gerbstoff ist weder in den Sezernierungszellen noch in denen des Stieles nachweisbar. Das Sekret stellt eine klare, farblose, homogene Substanz dar und konnte in demselben Schleim nachgewiesen werden. Die Membranen der beiden oberen Zelletagen sind dünnwandig und zeigen Cellulosereaktion, während die Zellwände der unteren Etagen durch Chlorzinkjod gelb werden. —

Faßt man die bei den verschiedenen Pflanzenfamilien beobachteten Verhältnisse in ihrer Gesamtheit ins Auge, mit besonderer Berücksichtigung der physiologischen Verhältnisse, so lassen sich folgende Schlüsse ziehen.

Es ist in keinem einzigen Falle gelungen, ätherisches Öl, resp. Harz in den Stiel- und Sezernierungszellen nachzuweisen, weder optisch noch mit chemischen Reagentien. Die in letzteren sich findenden Tropfen sind entweder Fetttropfen oder Gerbstoffbläschen. Bei den Drüsen von Alnus und Aesculus und bei den Drüsenflächen von Populus, welche bereits von Hanstein untersucht wurden, und bei welchen derselbe Harz in den Sezernierungszellen gefunden haben will, konnte mit Sicherheit konstatiert werden, daß diese Tröpfchen kein Harz sind, abgesehen davon, daß sie auch nur ganz vereinzelt auftreten, ja manchmal sogar in dem umliegenden Blattgewebe sich finden. Dieselben können daher auch nicht die großen Mengen Harz gebildet haben, welche sich unter der Cuticula befinden. Wenn mithin in sämtlichen untersuchten Fällen ätherisches Öl nie in den sezernierenden Zellen, sondern stets nur im subkutikularen Raum angetroffen wurde, so kann wohl mit Recht behauptet werden, daß dasselbe auch dort entstanden sein muß, wo es sich in der Drüse vorfindet, d. h. daß der Ort der Entstehung desselben unterhalb die Cuticula in eine Schicht zu verlegen ist, welche im weiteren Sinne zur Wand der sezernierenden Zellen gehört.

Betrachtet man nun zunächst die chemische Beschaffenheit des Sekretes (mit Ausnahme von Sambucus, dessen Drüsen nur Schleim sezernieren), so zeigt sich, daß in allen untersuchten Fällen im Sekret neben Harz auch Schleim nachgewiesen werden konnte. Dieser Schleim erscheint namentlich bei den Labiaten von sehr zarter, oft schaumiger Beschaffenheit. Bei den Kompositen ist das Sekret oft ein

Gemisch von überwiegenden Mengen Schleim und geringeren Mengen Harz. Doch ist der Schleim meist strukturlos. Ebenfalls größtenteils strukturlos, doch von zäherer Natur war er bei dem untersuchten Material der Solaneen. Ein wirkliches Schleimnetz zeigt bei starker Vergrößerung an geeigneten, dünnen Stellen das Sekret von Aesculus und Populus. Hier wird der Schleim auch nach dem Weglösen des Harzes von Jod schwach gebläut, dadurch seine cellulose- bezw. amyloidartige Natur anzeigend. Alnus läßt deutlich einen sehr zähen, derben Schleimbeleg erkennen, dem häufig kleine Stäbchen oder Körnchen aufgelagert sind. Die subkutikulare Schleimschicht hat also bei den einzelnen Drüsen ganz verschiedene Eigenschaften, gerade wie die resinogene Schicht der schizogenen Gänge auch. Jedenfalls kann sie als eine Schicht angesehen werden, welche zur Membran der Sezernierungszellen gehört, nämlich als die „resinogene Schicht." In sie muß man einzig und allein den Ort der Harzbildung verlegen. Die sezernierenden Zellen produzieren nur die resinogenen Substanzen, die durch die Wand in den Subkutikularraum gelangen und hier in Harz und ätherisches Öl umgewandelt werden.

Von Syringa vulgaris sei erwähnt, daß bei jüngeren Drüsen mehr Schleim erzeugt wird als bei älteren. Ob auch bei anderen Drüsen die Schleimproduktion in der Jugend größer ist als im Alter, konnte nicht festgestellt werden.

Bei vielen Drüsen (Aesculus, Alnus, Hyoscyamus, Nicotiana) kommt es im Alter vor, daß die Verschleimung und somit auch die Harzbildung als sekundärer Vorgang sich auch auf die primären Trennungsmembranen der einzelnen Sezernierungszellen erstreckt. Dadurch werden namentlich die Gipfelzellen aus ihrem Verbande herausgelöst und schließlich gehen die isolierten Zellen im Sekret zu Grunde oder sekundär in Harz über. Auch die Cuticula geht häufig im Sekret zu Grunde. Eine Regeneration derselben konnte nicht mit Sicherheit konstatiert werden.

Über die Substanzen, aus denen sich die resinogene Schicht bildet, sowie über die chemischen Vorgänge, welche sich bei der Harzentstehung abspielen, sind wir gegenwärtig noch im Unklaren. Meist zeichnen sich die sezernierenden Zellen durch ihren Reichtum an eiweißartigen Körpern, an Gerbstoff und hie und da auch an Fett aus, selten führen sie Stärke. Welche dieser Substanzen mit der Genese des Harzes in innigerer Beziehung steht, kann nicht gesagt werden.

Betreffs des Vorkommens von Gerbstoff seien einige Bemerkungen gestattet. Allerdings sind in den Sezernierungszellen einzelner Drüsen große Mengen Gerbstoff angehäuft, so bei Canabis, Nicotiana, Pelargonium, den meisten Labiaten, jedoch sind anderseits diejenigen von Alnus, Capsicum, Syringa und den meisten Kompositen völlig gerbstofffrei. Hierzu kommt noch die Eigentümlichkeit, daß einige Drüsen (Azalea, Corylus, Sambucus) in der Jugend völlig gerbstofffrei sind oder nur Spuren davon führen, während der Gerbstoffgehalt in den sezernierenden Zellen mit dem zunehmenden Alter dieser Drüsen sich steigert. Diese Tatsache läßt sich schwer mit der Anschauung vereinigen, daß gerbstoffartige Körper zur Bildung von Harz nötig sind, da doch alsdann gerade die jüngsten Drüsen sich durch großen Gehalt an Gerbstoff auszeichnen müßten. Man könnte sich aber auch umgekehrt den Befund so zurechtlegen, daß man weniger Gerbstoff in den sezernierenden Zellen junger Organe deshalb findet, weil derselbe zu der Sekretbildung rasch aufgebraucht wird. Ist die Sekretbildung, wie dies in alten Drüsen der Fall sein dürfte, abgeschlossen, so würde sich der Gerbstoff, der nunmehr keine Verwendung mehr findet, in den sezernierenden und Stiel-Zellen anhäufen. Jedenfalls ist es bemerkenswert, daß, wenigstens in vielen Fällen, tannoide Substanzen in den Stiel- und Sezernierungszellen vorkommen.

VII.

Die Ölzellen.

(Sekretzellen.)

Am wenigsten sind, wenn wir absehen von den Milchsaftzellen und den einzelligen Milchsaftschläuchen, die eigentlich nicht hierher gehören, die Öl- bezw. Harzzellen untersucht worden. Die Pharmakognosten freilich haben denselben, da sie Sitz wichtiger Pflanzenstoffe sind, von jeher ihre Aufmerksamkeit gewidmet und wir finden daher bei Berg,[1]) Vogl, Flückiger, Möller, Hartwich, Hanansek u. a. mannigfache Angaben über dieselben und auch sonst ist in der Literatur zerstreut mancherlei über dieselben mitgeteilt worden gelegentlich anderer

[1]) In dessen grundlegendem Anatom. Atlas zu pharmazeut. Waarenkunde. Vgl. auch Cl. Verne, Étude sur le Boldo. (Thèse à l'école sup. de Pharm. 1874.) Hanausek, Ueber die Harz- und Oelräume der Pfefferfrucht. Programm d. Staatsrealschule am Schottenfelde. Wien 1886 u. a.

Arbeiten. Man hatte sie natürlich frühzeitig bemerkt. Schultz[1]) erwähnt sie mehrfach. Meyen[2]) beschreibt sie bei der Aloe, bei Valeriana und Amomum und widmet ihnen in den „Sekretionsorganen" ein eigenes Kapitel[3]): „Über die Sekretion besonderer Stoffe durch einzelne Zellen im Innern des Pflanzengewebes." Unger[4]) erwähnt „einfache innere Drüsen" — so nennt er die Sekretzellen — bei Begonien, Magnolien und bildet eine Kampferölzelle ab. Auch bei Treviranus[5]) finden sich einige Abbildungen, bei Trécul[6]) manches Detail. Sachs[7]) rechnet sie zu den Idioblasten, de Bary[8]) widmet ihnen unter dem Titel „Harz- und Gummiharzschläuche" ein größeres Kapitel. Er unterscheidet zwischen langen und kurzen Schläuchen.[9]) Die Ölzellen gehören natürlich zu letzteren. Ich nenne sie Harz- oder Ölzellen[10]) und handle sie in meiner Anatomie im Kapitel „Exkretzellen" ab. Haberlandt[11]) nennt sie „Harz- und Ölbehälter", A. Meyer[12]) „Sekretzellen, Sekretschläuche, Ölzellen". In folgenden Familien wurden sie gefunden[13]): Zingiberaceen, Liliaceen, Lauraceen, Canellaceen, Valerianaceen, Magnoliaceen, Myristicaceen, Piperaceen, Euphorbiaceen, Gramineen, Calycanthaceen, Umbelliferen, Convolvulaceen, Papilionaceen, Dipsacaceen, Burseraceen, Myrsineen.

Von Untersuchungen, die sich spezieller mit den Ölzellen beschäftigen, ist namentlich die Arbeit von Zacharias[14]) zu nennen, der besonders der Verkorkung der Wand seine Aufmerksamkeit zuwandte. Interessant war dann die Beobachtung von Höhnels,[15]) daß auch die Grasöle und die Kinos in Öl- bezw. Sekretzellen vor-

[1]) Die Natur d. lebend. Pflanze I.

[2]) Neues System d. Pflanzenphys. Berlin 1837.

[3]) Sekretionsorgane S. 60.

[4]) Anatomie u. Physiolog. 1855, S. 210. Fig. 85.

[5]) Beiträge. Fig. 34 und 35.

[6]) Z. B. in: Du suc propre dans les feuilles des Aloes. Ann. sc. nat. 5 Sér. T. XIV. 1872.

[7]) Lehrbuch, 1874, S. 85.

[8]) Anatomie S. 152.

[9]) Die Arbeit Istvanffy's (Neuere Untersuchungen über die Sekretbehälter der Pilze. Bot. Centralbl. 64 (1895) S. 76) ist mir im Original unbekannt. Die dort behandelten Bildungen scheinen auch hierher zu gehören.

[10]) Angew. Pflanzenanatomie S. 473.

[11]) Physiol. Pflanzenanatomie S. 462.

[12]) Drogenkunde S. 71.

[13]) Vgl. meine Anatomie.

[14]) Ueber Sekretbehälter mit verkorkten Membranen. Bot. Zeit. 1879.

[15]) Ueber die Art des Auftretens einiger vegetabilischer Rohstoffe in den Stammpflanzen. Sitzungsber. d. Wiener Akad. 1884. B. 89, S. 6.

kommen, Untersuchungen, die durch Eykmann[1]) ergänzt wurden. Einiges (über Aloe und Allium) ist auch bei F. Johow[2]) zu finden. Einen Spezialfall sekretführender einzelliger Haare beschreibt Kny.[3])

Über die Sekretbildung in den Ölzellen ist wenig beobachtet worden. Die Mehrzahl der Autoren scheint der Ansicht zu sein, daß das Sekret sich im Plasma, jedenfalls innerhalb des Primordialschlauches bildet (so z. B. A. Meyer,[4]) der das Detail einer Ölzelle von Valeriana abbildet, Zacharias,[5]) der den Öltropfen im Plasma neben dem Zellkern entstehen sah) oder doch daselbst bisweilen sich bilden kann (so z. B. Berthold.[6])

Eine Beteiligung der Membran bei der Entstehung gewisser Sekrete in Ölzellen ist — (wenn man von den früheren Anschauungen Wigands und Karstens absieht, daß alles Harz, und der Wiesners, daß bisweilen Harz durch rückschreitende Metamorphose der Zellmembran entsteht) — wohl zuerst von Berthold beobachtet worden,[7]) der bei Canella, Acorus, Laurus und Magnolia das Öl „in einer beutelförmigen Aussackung der Zellmembran" entstehen sah. Ich habe dann in meiner Anatomie[8]) bereits die Beziehungen der Schleimmembran führenden zu den Ölzellen bei der Zimtrinde angedeutet und durch eingehendere Untersuchungen der Entwicklung der Ölzellen sowohl bei der Rinde von Cinnamomum[9]) und Canella alba[10]) wie den Rhizomen von Acorus Calamus[11]) und den Zingiberaceen,[12]) sowie bei den Arillen der Myristicaarten[13]) und den Früchten von Illicium anisatum[14]) festgestellt, daß auch bei den Ölzellen eine „resinogene Schicht" die Sekretbildung übernimmt.[15])

[1]) Een bezoek aan 'slands plantentuin te Buitenzorg. 'sGravenhage 1887.

[2]) Unters. über die Zellkerne in den Sekretbehältern usw. der höheren Monocotylen. Dissertat. Bonn 1880.

[3]) Die Milchsafthaare der Cichoraceen. Sitzungsber. d. Ges. naturforsch. Freunde. 1893. Juli.

[4]) Drogenkunde S. 74. Fig. 53.

[5]) a. a. O.

[6]) Studien über Protoplasmamechanik. Leipzig 1886. S. 27.

[7]) Protoplasmamechanik S. 26.

[8]) S. 274.

[9]) Anatomischer Atlas von Tschirch und Oesterle, Taf. 31 und S. 131 (1895).

[10]) Ebenda Taf. 32 und S. 136 (1895).

[11]) Ebenda Taf. 20 und S. 81 (1894).

[12]) Ebenda Taf. 24, 26 und 54.

[13]) Ebenda Taf. 57 und S. 253.

[14]) Ebenda Taf. 55.

[15]) Vgl. meine diesbezügliche Mitteilung auf der Frankfurter Naturforscherversammlung 1869, Verhandlungen S. 165 und den Anatomischen Atlas 1894. S. 81.

Eingehender habe ich dann die Frage mit einem meiner Schüler, Herrn Rud. Biermann,[1]) studiert.

Ohne Ausnahme werden die Sekretzellen in den zur Beobachtung gekommenen frischen Pflanzen im frühesten Stadium der Entwicklung derjenigen Organe, in denen sie sich finden, angelegt, in der Regel in unmittelbarer Nähe des Vegetationspunktes oder der Wurzelspitze. Verhältnismäßig spät geschieht die Anlage in den Blättern von Cinnamomum Cassia und Magnolia grandiflora. Sie charakterisieren sich durch Form, Größe und das frühzeitige Auftreten von sekundärer Schleimmembran und dadurch, daß bald darauf auch eine Suberineinlagerung in der äußeren Zellwand sich nachweisen läßt und zwar meistens schon, ehe sich das erste Öl bemerkbar macht. Die Verkorkung erstreckt sich aber nicht auf die ganze äußere Membran, sondern nur auf Teile derselben. Bis auf einen Fall (Coniumfrüchte) ist stets die äußere Lamelle verkorkt, in seltenen Fällen neben dieser auch die innere (Canella alba). Schon Vogl[2]) und ebenso de Bary[3]) machten darauf aufmerksam, daß die Zellwand der Sekretzellen einiger Familien in gleicher Weise wie die Wandungen von Korkzellen durch Jod und Schwefelsäure nicht gebläut, sondern gelb gefärbt würden. Später machte Zacharias[4]) diese Erscheinung zum Gegenstande erneuter Untersuchungen und fügte noch eine ganze Reihe von Beispielen unter genauer Beschreibung hinzu, bei denen eine Verkorkung der Zellmembran ebenfalls stattgefunden hatte. Diese Zahl wurde von mir,[5]) der ich die Verkorkung als eine charakteristische Eigentümlichkeit der Sekretzellen erkannte, noch bedeutend vermehrt. Ich ging auch etwas näher auf die Verkorkung ein und kam, wie auch schon Zacharias, zu dem Resultat, daß die Lamellen der Zellwand, welche keine Suberineinlagerung erfahren haben, sich gegen Reagentien durchaus verschieden verhalten. Wie sich diese anderen Lamellen verhalten, darüber möge folgende Zusammenstellung Aufschluß geben.

I. Die ganze äußere Zellwand besteht nur aus einer dünnen, feinen Lamelle, welche ganz verkorkt ist: es folgt direkt

[1]) Tschirch und R. Biermann. Ueber Bau und Entwickelung der Oelzellen und die Oelbildung in ihnen. Arch. d. Pharm. 1898 S. 74. Auch Rud. Biermann. Dissertation. Bern 1898 mit 3 Taf. Daselbst sind die Details nachzusehen.

[2]) Schriften der Wiener zool. bot. Ges. 1863, S. 228. — Pringsh. Jahrb. V. S. 35, 42.

[3]) Vergleichende Anatomie, S. 152.

[4]) Botanische Zeitung 1879, S. 617.

[5]) Angewandte Anatomie, S. 475.

darauf die sekundäre Schleimmembran bezw. das Sekret (Hedychium Gardnerianum).

II. Die äußere Lamelle der Zellwand ist verkorkt, darauf folgt eine Lamelle, welche sich nach Behandlung mit Kalilauge durch Chlorzinkjod blau färbt, dann folgt die Schleimmembran (Laurus nobilis, Curcuma Zedoaria, Cinnamomum Cassia, Zingiber officinale, Acorus Calamus.

III. Die äußere Lamelle ist verkorkt, die innere Lamelle färbt sich mit Chlorzinkjod direkt blau; dann folgt auch hier die Schleimmembran (Valeriana officinalis, Magnolia grandiflora).

IV. Die äußere Lamelle ist verkorkt, nach Behandlung mit Schultzeschem Gemisch färbt sich die innere mit Chlorzinkjod blau (Piper nigrum, Piper Cubeba, Sassafras officinalis); sonst wie III.

V. Die äußere und innere Lamelle der äußeren Membran sind verkorkt, zwischen diesen liegt eine feine Celluloselamelle (Croton Eluteria).

VI. Die äußere Lamelle ist verkorkt, darauf folgt eine verholzte Lamelle (Calycanthus floridus); sonst wie III.

VII. Die innere Lamelle ist verkorkt, die äußere färbt sich mit Chlorzinkjod gelb, ist aber nicht in Schwefelsäure beständig (Fructus Conii).

Ich erwähnte bereits, daß sich das Korkhäutchen schon sehr frühzeitig bemerkbar macht. Gleichzeitig mit den ersten Schleimmembrananlagen tritt dasselbe auf bei Cinnamom. Cassia, Laurus nobilis, Valeriana offic. und Myristica fragrans, später als die ersten Schleimmembrananlagen bei Zingiber offic., Magnolia grandiflora und Piper nigrum, noch später, aber vor dem Auftreten des ersten Öls, bei Curcuma Zedoaria.

Aus unseren Untersuchungen geht weiter hervor, daß in den Ölzellen vorherige Schleimmembranbildung bei allen Ölzellen führenden Familien mit wenigen Ausnahmen (z. B. Acorus Calamus) vorkommt. Sie wurde von uns mehr oder weniger deutlich konstatiert bei den Sekretzellen von Cinnamom. Cassia, Cinnamom. ceylanicum, Laurus nobilis, Zingiber officinale, Curcuma Zedoaria, Valeriana officinalis, Myristica fragrans, Magnolia grandiflora, Piper nigrum und Hedychium Gardnerianum.

Es ist ferner bemerkenswert, daß bei Pflanzen, in denen Schleim- und Ölzellen nebeneinander vorkommen, wie z. B. bei Cinnamom. Cassia, Schleim- und Ölzellen in einem gewissen Konnex

miteinander stehen. Ich[1]) sage bereits in meinem anatomischen Atlas bei Besprechung der Ölzellen der Zimtrinde: „Junge Anlagen von Öl- und Schleimzellen sind in diesem Falle nicht zu unterscheiden". Und bemerke weiter, daß der Fall vorkomme, daß in der jungen Ölzelle zuerst einige Schichten einer Schleimmembran angelegt würden und dann erst die Bildung der resinogenen Schicht erfolge. Ich bin nicht nur bei Untersuchung der Ölzellen der Zimtblätter, welche ich an frischem Material vom Vegetationspunkte an verfolgen konnte, sondern auch bei vielen Vertretern anderer Familien, die Ölzellen führen, zu demselben Resultat gelangt. Speziell in Cinnamom. Cassia bietet sich ein gutes Beispiel für die Richtigkeit meiner Beobachtungen, weil hier, wie erwähnt, Öl- und Schleimzellen nebeneinander sich finden. Diese machen bis zu einem gewissen Stadium denselben Entwicklungsgang durch; man kann nicht unterscheiden, mit welcher Kategorie der beiden Zellarten man es zu tun hat, zumal auch beide das charakteristische Korkhäutchen aufweisen.[2]) Bald ändert sich aber das Aussehen dieser den Charakter typischer Schleimzellen[3]) tragenden Zellen. Die weitere Bildung von Schleimschichten, die man als sekundäres, der primären Zellmembran aufgelagertes Produkt ansehen muß, hört auf, das Plasma nimmt ganz feinkörnige Konsistenz an und es verschmilzt dann mit den innersten, homogen werdenden Schleimschichten unter eigentümlichen Erscheinungen. Bei Cinnamom. Cassia, Laurus nobilis und wahrscheinlich auch bei Myristica fragrans ziehen sich mehr oder weniger dicke Schleimfäden oder Schleimblasen in das Innere des Plasmas, bei Valeriana, Zingiber, Curcuma Zedoar., Magnolia und Piper gehen von diesem eigenartige Strahlungen aus. Es sind diese Vorgänge Andeutungen des Auflösungs- oder Verschmelzungsprozesses beider Schichten, als dessen Produkt eine schaumige, blasig-vakuolige Masse resultiert, in welcher dann als ganz kleine, kaum bemerkbare und oft nur mit Hilfe von 1% Osmiumsäure sichtbar zu machende Sekrettröpfchen entstehen, die sich indes bald zu einem größeren Tropfen vereinigen. Dies sekreterzeugende Gebilde ist die „resinogene Schicht".

Dieser Entwicklungsgang scheint bei allen beobachteten Vertretern der ölzellführenden Familien gleich zu sein. Bis auf geringe Abweichungen wiederholt er sich überall in derselben Weise, überall vollzieht er sich in einer relativ kurzen Wachstumsperiode. In welchem

[1]) Tschirch und Oesterle: Anatomischer Atlas. S. 131.

[2]) Tschirch und Oesterle: Anatomischer Atlas, S. 131.

[3]) Vgl. Walliczek: Studien über die Membranschleime vegetativer Organe. Dissertation. Bern 1893.

Stadium er als beendet angesehen werden muß, darüber sind die einzelnen Fälle zu vergleichen. Als einzige Ausnahme steht Acorus Calamus da, hier übernehmen die „Membrankappen“ den Dienst der resinogenen Schicht. Ebenso verhalten sich anders die Milch- und Kinozellen (Jalappe, Pterocarpus).

Weil beim Zimt Öl- und Schleimzellen nebeneinander sich finden, möchte ich, anknüpfend an obige Erörterungen, daß junge Öl- und Schleimzellen nicht voneinander zu unterscheiden sind, etwas näher hierauf eingehen.[1]) Bei den Blättern von Cinnamom. Cassia gehen alle in der Jugend mit Schleimschichten ausgestatteten Sekretzellen in Ölzellen über. Ich fand wenigstens bei den mannigfachen Schnitten durch alle Teile älterer Blätter keine einzige typische Schleimzelle vor. Anders verhält es sich mit den Sekretzellen der Rinde. Hier geht nur ein Teil der vorher gleich aussehenden Zellen mit Schleimmembranen in Ölzellen über und zwar, bei guten Sorten der weitaus größere, während der andere Teil sich zu typischen Schleimzellen weiter entwickelt. Ich bin ferner der Ansicht, daß Klima und Bodenbeschaffenheit nicht ohne Einfluß darauf ist, welche Sorte von Sekretzellen in der Mehrzahl erzeugt wird und ich bin auch zu der Überzeugung gekommen, daß speziell beim Zimt auch in physiologischer Beziehung ein Zusammenhang zwischen Öl- und Schleimzellen besteht.

Was die Schleimschicht (Schleimmembran) anbetrifft, so ist schon hervorgehoben worden, daß sich am Prozeß der Verschmelzung mit dem Plasma nur die inneren Teile derselben direkt beteiligen. Die auch hier im Anfange geschichtete Schleimmembran wird homogen-hyalin, sobald die sich hineinziehenden Plasmazapfen sichtbar werden. Die der primären Zellwand zunächst liegenden Teile hingegen behalten die Schichtung noch längere Zeit bei, so ist es z. B. der Fall, auch wenn schon Ölbildung erfolgt ist, bei Cinnamom. Cassia, Cinnam. ceylanicum, Curcuma Zedoaria und Piper nigrum. Sehr bald nehmen sie hyalinen Charakter an bei Valeriana, Zingiber, Hedychium und Magnolia. Vollständig beständig sind die äußeren Schichten der Schleimmembran aber in keinem Falle. Sie werden durch zunehmende Ölbildung immer mehr verdrängt und aufgelöst und teilen dann das Schicksal der resinogenen Schicht, d. h. sie werden resorbiert. In fertigen Stadien findet man sie bisweilen nur noch als Überreste, wie z. B. bei den verschiedenen Zimtsorten, meistens aber gar nicht mehr vor.

Kehren wir wieder zur resinogenen Schicht zurück. Auch sie tritt bei vermehrter Ölbildung mehr und mehr zurück, sie wird durch

[1]) Man vgl. die Tafeln der Biermannschen Arbeit und Tafel IV und V der ersten Auflage dieses Buches.

ihre eigene Tätigkeit gleichsam aufgezehrt, bis im fertigen Zustande (zumal bei Drogenmaterial) vielfach ebenfalls nur noch schwache Reste von ihr übrig geblieben sind. Als solche findet man sie dann in den Blattstielen und Rinden der verschiedenen Zimtsorten, bei den Blättern von Laurus nobilis, Sassafras officinalis, Zingiber officinale, Curcuma Zedoaria, Illicium verum, Piper nigr., Cubeba, Croton Eluteria, den Früchten von Conium maculat., oder man findet gar nichts mehr von ihr vor, wie bei Curcuma longa, Alpinia officinarum usw. und das Sekret erfüllt den ganzen Zellraum. Mit dem Auftreten der resinogenen Schicht schwindet auch der bis dahin noch oft beobachtete Zellkern, wenigstens habe ich einen solchen niemals mehr bemerkt, sobald Öl zu sehen war.

Was die resinogene Schicht weiter betrifft, so ist dieselbe schon vielfach beobachtet worden, besonders in vorgeschrittenerem Stadium, wo sie meist als Beleg der Zellwand anliegt, immer aber ist sie für einen Rest von nicht ganz resorbiertem Plasma gehalten worden, bis ich zuerst auf sie als solche aufmerksam machte. Und sie ist in der Tat ein Körper sui generis. Dafür sprechen Eigenschaften, die dem gewöhnlichen Plasma nicht zukommen. Gemeinsam mit diesem hat sie, daß beide durch Jod gelb bis braun gefärbt werden, abweichend vom Plasma, daß sie

1. stark quellbare Stoffe enthält und daß die Quellung durch Wasser auch stattfindet, wenn die resinogene Schicht zuvor durch Alkohol kontrahiert war. Es wurde diese Erscheinung gut beobachtet beim Zimt und Baldrian.
2. Daß sie erst feinkörnige und dann blasig-schaumige Beschaffenheit annimmt, wobei der vorhandene Zellkern seine Lebensfähigkeit einbüßt. Es wurde dies überall beobachtet.
3. Daß sie in hohem Maße die Fähigkeit besitzt, gewisse Anilinfarbstoffe, vor allem Jodgrün (das Methylanilingrün des Handels) aufzuspeichern und an Lösungsmittel nicht wieder abzugeben, eine Eigenschaft, die dem Plasma abgeht.

Ich benutzte vom Jodgrün 2—3% wässerige oder alkoholische Lösungen, denen ich etwas Eisessig zusetzte. Ein Färben unter Deckglas hatte in allen Fällen wenig günstigen Erfolg. Am besten bewährte sich die Methode, die Schnitte in ein das Tinktionsmittel enthaltendes Schälchen einzutragen, nachdem man zuvor das Öl durch Alkohol entfernt hatte, später mit Wasser oder Alkohol auszuwaschen und die Präparate dann in verdünntem Glyzerin zu betrachten. Die vorherige Behandlung mit Alkohol hat hauptsächlich den Zweck, auch das eventuell in der resinogenen Schicht fein suspendierte Öl zu lösen.

weil dieses der Aufnahme des Farbstoffes hinderlich zu sein scheint. Nur in zwei Fällen, bei Piper nigrum und Calycanthus floridus, gelang es, auch den Öltropfen durch wässerige Jodgrün-Lösung schön blau mit zu färben. Gut im allgemeinen gelingt die Färbung bei frischem jungen Material, weniger gut bei Drogen, wo meist nur noch schwache Überbleibsel von resinogener Schicht vorhanden sind. Durchschnittlich ließ ich die Präparate 5—15 Minuten in der Farbstofflösung liegen. Nimmt das Material überhaupt sehr leicht den Farbstoff auf, wie es bei Zingiber und Myristica der Fall ist, sodaß außer der resinogenen Schicht der ganze Schnitt grünblau erscheint, so unterwirft man solche überfärbte Präparate einem kurzen Bleichprozeß mit Salzsäure und chlorsaurem Kali. Bei Myristica bleiben dabei auch die Milchröhren gefärbt. Für Piper und Calycanthus eignete sich wässerige Jodgrünlösung am besten zur Färbung, bei dem übrigen Material habe ich nur alkoholische Lösungen benutzt.

Als Beispiel[1]) will ich hier die Entwicklung der Ölzellen von Cinnamomum Cassia etwas ausführlicher schildern. Untersucht man ganz junge Blättchen von etwa 1 cm Länge, so findet man die Ölzellanlagen als kleine, plasmaerfüllte Zellen, die Öl nicht enthalten und deren Wand nicht verkorkt ist. Aber schon bei 2 cm langen Blättchen ist eine leichte Verkorkung der Wand sichtbar und der primären Membran ist innen ein zarter Schleimbeleg aufgelagert: Eine Schleimmembran beginnt sich zu bilden. Diese letztere ist jedoch nur dann deutlich, wenn man zu dem in Alkohol liegenden Präparate sehr vorsichtig zunächst immer verdünnteren Alkohol, dann Wasser zufließen läßt. Öl ist (mit Osmiumsäure) auch in diesem Stadium noch nicht nachweisbar. Die Zelle entwickelt sich von nun an wie eine gewöhnliche Schleimzelle und oftmals wird sie auch zu einer solchen, d. h. die Schleimmembran verdickt sich mehr und mehr und es bleibt schließlich ein kleines plasmaerfülltes, sternförmiges Lumen übrig, wie dies einer meiner Schüler, Herr Walliczek, bei den typischen Schleimzellen beschrieben hat.[2]) Die fertigen Schleimzellen der Cinnamomum-Blätter und Rinden weichen denn auch in keinem wesentlichen Punkte von den typischen Schleimzellen ab. Nur daß sie eine verkorkte Membranlamelle besitzen, unterscheidet sie von diesen. In den ersten Anlagen gleichen also Schleim- und Ölzellen einander völlig. Entwickelt sich nun eine solche Anlage zur Ölzelle, so gehen eine Reihe von Veränderungen vor sich. Hat die Schleimmembran eine gewisse Dicke

[1]) Vgl. auch Taf. IV und V der ersten Auflage dieses Buches.

[2]) Studien über die Membranschleime. Dissertation. Bern 1893.

erreicht, so findet, wie es scheint, zunächst eine Lösung der inneren, gegen das Plasma gerichteten Schichten statt. Dieselben nehmen eine hyaline Beschaffenheit an. Es ist aber auch möglich, daß diese Schichten von vornherein nicht anders angelegt wurden. Gleichzeitig wird die Grenze von Membran und Plasma verwischt. Man kann nicht mehr unterscheiden, wie weit das Plasma reicht. Beide gehen allmählich ineinander über und auch kontrahierende Mittel lösen den Plasmaschlauch nicht mehr von den inneren Membranschichten ab. Man ist demnach wohl berechtigt, von einer Verschmelzung des Plasmas mit der inneren Membranpartie zu sprechen. Diese Verschmelzung ist in den äußeren Teilen des Plasmas eine vollkommene. Bei sehr günstigen Präparaten, vierundzwanzigstündigem Härten der Objekte in Nigrosinpikrinsäure, sowie Betrachten in Glycerin, erkennt man aber, daß eine innere Plasmapartie zunächst unverändert geblieben ist. Denn es finden sich alsdann drei Zonen: zu innerst Plasma, dessen Zellkern schon zu Grunde gegangen ist (oder doch bald zu Grunde geht), dann die Verschmelzungsschicht und schließlich — gegen die vorige Schicht nicht scharf geschieden — die äußere, noch geschichtete Schleimmembran. In einem späteren Stadium wird aber auch die innere Plasmapartie und die äußere Membranpartie in den Verschmelzungsprozeß hineingezogen. Zunächst verschwindet das Plasma als solches. Dann lösen sich allmählich immer größere Partien der geschichteten äußeren Schleimmembran in der Verschmelzungsmasse auf. In diesem Zwischenstadium sieht man oft einzelne Zapfen, Streifen oder Bänder der äußeren Schleimmembran in die Verschmelzungsmasse hineinragen resp. diese in die Schleimmembran vordringen. Die Verschmelzung wird eine nunmehr auch in den äußeren Partien immer vollkommenere. Diese aus Plasma und Schleimmembran durch Verschmelzung entstandene Zone wird zur resinogenen Schicht. In ihr beginnt alsbald die Ölbildung. Die ersten Tröpfchen findet man in ihr, wenn die Blätter eine Länge von 3 cm erlangt haben, bereits zu einer Zeit, wo die äußeren Schleimmembranpartien noch deutlich geschichtet sind. Sie durchsetzen als zahlreiche gelbliche Tröpfchen die ganze resinogene Schicht, die, wenn man das Öl mit Alkohol weglöst, als körnelige oder vakuolige Masse zurückbleibt, ganz der resinogenen Schicht schizogener Kanäle gleichend. Frühzeitig tritt aber das Öl aus der resinogenen Schicht in den mittleren Hohlraum der Zelle, den es bald ganz ausfüllt. Diese resinogene Schicht wird durch Jod gelb gefärbt, quillt in Wasser, kontrahiert sich mit Alkohol und speichert begierig Jodgrün, wenn sie mit Jodgrün-Eisessig einige Zeit in Berührung bleibt und dann

mit Alkohol-Glyzerin ausgewaschen wird. Diese letztere Reaktion erlaubt es, sie vom Plasma zu unterscheiden.

Die weiteren Entwicklungsstadien der Ölzellen werden rasch durchlaufen. Zunächst findet ein völliges Auflösen bezw. Verschmelzen der äußeren Schleimmembranpartien in bezw. mit der resinogenen Schicht statt, dann erfolgt unter fortdauerndem Ölaustritt in den zentralen Hohlraum schließlich auch Resorption der resinogenen Schicht. Doch findet man auch in alten Ölzellen noch Reste derselben in Form einer körnigen Randschicht.

Diese Resorption der resinogenen Schicht findet ihr Analogon bei der resinogenen Schicht der schizogenen Gänge und der oblitoschizogenen Taschen, wo sie auch später zu Grunde geht. Das Verschmelzen von ganzen Zellen (wenigstens deren Membranen) mit der resinogenen Schicht findet ihr Analogon bei der Entstehung der Citrusbehälter (siehe oben).

Es scheint nun von klimatischen und Standorts-Verhältnissen abzuhängen, ob eine ursprüngliche Schleimzellenanlage bei Cinnamomum zur Schleimzelle oder zur Ölzelle wird. In heißem Klima und auf sandigem Boden entstehen mehr Öl- als Schleimzellen.[1]) Es wird nun zu untersuchen sein, ob auch bei anderen ölbildenden Pflanzen die resinogenen Schichten sich verschieden, je nach Klima und Standort, verhalten, ob bei gleicher Anzahl zur Ölbildung geeigneter Organe die ölerzeugenden Schichten nicht entwickelt werden oder anders funktionieren.

Ganz ähnlich wie bei Cinnamomum Cassia und ceylanicum geht nun auch die Entwicklung der Ölzellen bei Laurus nobilis vor sich. Auch hier sind die Ölzellen frühzeitig verkorkt, auch hier wird zunächst eine Schleimmembran gebildet, auch hier wird dieselbe, wohl gleichfalls durch Verschmelzung mit dem Plasma, unter Resorption des Zellkerns resinogen. Das erste Öl findet sich in der resinogenen Schicht bereits bei Blättchen von 1 cm Länge. Die äußere Schleimmembran zeigt alsdann noch Schichtung.

Die Ölzellen erlangen sehr frühzeitig ihre völlige Ausbildung — die in der Nähe der Gefäßbündelanlagen liegenden hier wie bei Cinnamomum zuerst — und zeigen dann meist nur noch einen zentralen Öltropfen oder einen Ölschaum.

Deutlich war die resinogene Schicht ferner bei Sassafras und Persea, Zingiber, Curcuma, Myristica, Magnolia, weniger deutlich bei Canella alba. Auch beim Blatte von Piper nigrum

[1]) Vgl. auch meinen Anatom. Atlas S. 132.

konnte ich in den Ölzellen die Entwicklung einer Schleimmembran und den Verschmelzungsprozeß verfolgen, doch erfolgt der Übertritt des Öls in den Zentralraum hier sehr frühzeitig. Bei der Wurzel von Valeriana officinalis, wo die Ölzellen unter der Epidermis eine kontinuierliche Schicht bilden, bleibt die äußere Schleimmembran lange erhalten und umgibt die zarte, resinogene Schicht und den zentralen Öltropfen als ein meist heller, homogener Mantel, so daß Reagentien nur schwer zum Tropfen hinzudringen können.

Eigenartig ist die Entwicklung der Ölzellen beim Kalmus.[1]) Dieselben liegen bekanntlich an den Schnittstellen dreier Zellplatten. An jede Ölzelle grenzen drei Zellen und drei Interzellularräume. An den drei Stellen, wo die Ölzelle an einen Interzellularraum grenzt, entstehen drei Membrankappen oder Membranbeutel, die gegen das Lumen der Zelle hin mit einer zarten Haut, die ich als „innere Haut" auch hier bezeichnen will, abgeschlossen sind. Schleim ist vor Auftreten des Öles in diesen Membrankappen nur schwierig nachzuweisen, dagegen sieht man frühzeitig in ihnen Öl in Form eines Schaums auftreten, dessen Tröpfchen bald zu einem oder mehreren Tropfen zusammenfließen. Dieser Ölschaum reicht aber nicht immer bis zur inneren Haut. Bisweilen sieht man zwischen ihm bezw. dem Öltropfen und der inneren Haut noch einen hellen Raum, dessen Lichtbrechungsvermögen darauf deutet, daß er vielleicht Schleim enthält und der bisweilen sogar den Charakter einer Schleimkappe trägt (ähnlich den Kappen bei den schizolysigenen Behältern). Zwischen den Öltröpfchen scheint in den frühesten Stadien auch Schleim zu liegen. Dies Verhalten hat viel Ähnlichkeit mit dem bei den Öldrüsen der Labiaten und Kompositen beschriebenen (s. oben). Auch dort finden wir nur in einem früheren Stadium der Entwicklung Schleim in der resinogenen Schicht. Auch dort ist derselbe nur schwer sichtbar zu machen. Anfangs sind die Ölkappen beim Kalmus noch deutlich voneinander getrennt. Je mehr aber nun in ihnen sich Öl bildet, um so mehr nähern sie sich zunächst seitlich. In diesem Stadium bildet das Öl einen der Wand der Zelle anliegenden Ring. In der Mitte liegt ein Lumen. Schließlich aber berühren sich die Öltaschen auch in der Mitte und das Öl fließt offenbar unter Zerreißen oder Resorption der inneren Haut zu einem zentralen Tropfen zusammen; denn in alten Zellen findet man nur einen solchen oder deren mehrere.

Die eigentümliche Rotfärbung, die Kalmuspulver durch Vanillin-Salzsäure erfährt, ist eine Reaktion der „Kappen" nicht entwickelter Ölzellen.

[1]) Vgl. Taf. 20 meines Anatomischen Atlas. Man beobachtet hier am besten in Chloral, wenigstens die späteren Stadien.

Die Verhältnisse speziell bei der Bildung des Kamphers habe ich mit Herrn Homi Shirasawa[1]) studiert.

Der Kampher ist das Umwandlungsprodukt eines ätherischen Öles, welches in Ölzellen gebildet wird. Diese Ölzellen finden sich in allen Teilen des Baumes. Die Ölzellen entstehen schon frühzeitig. Die ersten Anlagen derselben lassen sich schon unmittelbar unter dem Vegetationspunkte nachweisen. In diesen ersten Anlagen der Ölzellen findet sich kein ätherisches Öl. Zunächst ist die Zelle von einer körnig-schaumigen Masse erfüllt. Dann entsteht eine der primären Membran aufgelagerte Schleimmembran. Diese verschmilzt in ihren inneren Teilen mit dem Plasma zur resinogenen Schicht. In dieser entsteht das Sekret, das „ätherische Öl". Die Entwicklungsgeschichte ist also die gleiche wie bei den übrigen Lauraceen.

Diese ersten Phasen werden rasch durchlaufen, sodaß schon eine kurze Strecke unterhalb des Vegetationspunktes Öl in den Sekretzellen nachweisbar ist. Das Sekret ist zunächst nicht in Tropfenform sichtbar. Es verrät sich nur dadurch, das die ganze resinogene Schicht, sobald sie ölbildend geworden ist, mit Osmiumsäure braun, mit Alkanna rot wird.

Späterhin werden in der resinogenen Schicht Tropfen sichtbar. Es sind entweder in das Lumen hineinragende große gestielte Blasen oder zahlreiche kleinere Bläschen, die in oder an der resinogenen Schicht liegen. Bisweilen ist ein Ölschaum sichtbar, d. h. eine schaumartige, aus Öl und Schleim bestehende Masse.

Das gebildete Öl besitzt eine gelbe Farbe und behält dieselbe lange. Es liegt bisweilen in Form wurstartiger oder klumpiger Massen der resinogenen Schicht oder der Wand an, wenn erstere — wie das die Regel ist — späterhin mehr oder weniger resorbiert wird.

Später — und zwar oft erst jahrelang nach der Entstehung des Sekretes — wird das gelbe Öl farblos und ist nunmehr sehr viel leichter flüchtig als in dem vorigen Stadium. Es hat aber jetzt die Fähigkeit zu kristallisieren erhalten und so findet man denn in den Zellen oft unregelmäßige helle Kristallmassen.

Diese Kristallmassen sind Laurineenkampher. Denn, wenn man Organe, z. B. Holzsplitter, welche diese kristallführenden Zellen enthalten, auf einem Objektträger mit linsenförmiger Vertiefung vorsichtig mit aufgelegtem Deckglase der Sublimation unterwirft, so erhält man Kristalle, die mit denen des Handels-Laurineenkamphers übereinstimmen.

Das in den Ölzellen gebildete, sehr leicht flüchtige farblose Öl durchdringt offenbar den ganzen Holzkörper und sein Dampf gelangt daher auch in die Höhlen und Spalten desselben. Hier sind nun die Bedingungen der Kristallisation besonders günstige, und so findet man denn vornehmlich in den Spalten des Holzkörpers reichliche Kristallabscheidungen von Laurineenkampher. Dieselben sind aber, wie gesagt, nicht an dieser Stelle gebildet. Sie finden sich nicht an primärer sondern an sekundärer Lagerstätte. Die Kampherbildung erfolgt nur in den Ölzellen.

Diese Ölzellen fehlen zwar noch dem Vegetationspunkte und den allerjüngsten Blattanlagen, finden sich aber bereits in den älteren Blattanlagen und den Schuppen der Knospe reichlich. In aus den Knospen hervorgetretenen jungen Blättern ist

[1]) Tschirch und Shirasawa, Über die Bildung des Kamphers im Kampherbaume. Arch. d. Ph. 1902, S. 257. Vgl. auch Shirasawa über Entstehung und Verteilung des Kamphers im Kampherbaume. Bull. Agric. Coll. Tokyo Imp. Univ. V. 1903 mit 3 Tafeln.

allenthalben Öl nachweisbar. Die Ölzellen besitzen, wenn ausgebildet, kugelige oder ovale Form und liegen besonders im oder am Palissadengewebe der entwickelten Laubblätter, fehlen aber auch im Merenchym keineswegs. Ein 1 mm langer Blattquerschnitt von 40 μ Dicke enthält im Durchschnitt 4 Ölzellen, demnach wären in einem 50 mm breiten und 100 mm langen Blattstücke ca. 50000 Ölzellen enthalten. Ihre Wand ist immer kutikularisiert, d. h. die Membran enthält eine Suberinlamelle. Dies gilt nicht nur für die Ölzellen der Blätter, sondern auch für die der anderen Organe. Tüpfel fehlen ihnen stets.

Die Zahl der Ölzellen ist von klimatischen und Standortsverhältnissen abhängig. Die in dem Treibhause im Berner botanischen Garten gezogenen Exemplare von Cinnamomum Camphora enthielten z. B. erheblich weniger Ölzellen als die in Java gesammelten. Dies machte sich besonders bei den Blattstielen geltend, die hier wie auch bei den übrigen Lauraceen die ölreichsten Organe zu sein pflegen, wie dies speziell beim Zimt von mir bereits früher nachgewiesen wurde.[1])

Mit einem Herabgehen der Ölbildung geht vermehrte Schleimbildung Hand in Hand. Dies für Cinnamomum Cassia aufgestellte Gesetz bewahrheitete sich auch beim Kampherbaum, dessen Blattepidermis übrigens ein wahres Schleimreservoir ist, ganz ähnlich wie die Epidermis der Althaeablätter.[2])

Im Holzkörper treten die Ölzellen erst relativ spät auf. Dem primären Gefäßteil und dem einjährigen Holz fehlen sie oft ganz, treten aber im zweiten Jahrring schon ziemlich häufig auf. Sie bevorzugen das Herbstholz. Sie finden sich hier sowohl in den Markstrahlen, wie im Holzparenchym und dem Libriform, besonders reichlich im Holzparenchym. Bei den Markstrahlen finden sie sich am oberen oder unteren Rande.

In der Rinde finden sich auch Ölzellen, vornehmlich in der sekundären, weniger in der primären.

Gegen die im vorstehenden von mir vertretene Anschauung über die Bildung des Sekretes in den Ölzellen sind neuerdings von verschiedenen Seiten Bedenken geäußert worden. Zunächst hat Haberlandt mitgeteilt,[3]) daß er, bei Asarum europaeum und Laurus nobilis wenigstens, die an Peperomia magnoliaefolia, Asarum europ., Aristolochia Clematitis, Canella alba, Laurus nobilis und Magnolia gemachten Beobachtungen Bertholds[4]) bestätigen könne, daß das Sekret in einer beutelförmigen Aussackung der Zellmembran entsteht, die mittelst eines cuticularisierten Stieles in unmittelbarer Verbindung mit der cuticularisierten Schicht der Zellmembran steht. Daneben fand Berthold übrigens auch Harzbalsamtröpfchen im Plasma. Die Cellulosehülle (der Aussackung) ist nach Berthold „zwar äußerst zart[5]) und in ihrem ganzen Umfange

[1]) Tschirch, Indische Heil- und Nutzpflanzen, S. 92.
[2]) Tschirch, und Oesterle, Anatom. Atlas, S. 310.
[3]) Phys. Pflanzenanatomie 1904 S. 463 u. Fig. 200.
[4]) Protoplasmamechanik 1886 S. 26. Taf. I. Fig. 2.
[5]) a. a. O. S. 25.

nur selten gut nachweisbar, immer aber ist die basale Partie, mit der sie einer Seitenwand ansitzt, von Anfang an vorhanden und in Form eines Näpfchens mit cuticularisierter Membran gut zu erkennen, sobald man das Öl hinweggelöst hat". „Die Ölzellen entsprechen gewissermaßen den Cystolithenzellen der Urticaceen und Acanthaceen, nur ist der einseitig angeheftete Membranfortsatz bei ihnen hohl." „So entsteht" sagt Berthold „ein innerhalb der Zellhöhlung liegender „Interzellularraum" in welchem das Öl liegt, wie in den interzellularen Gängen."

Den oben erwähnten Napf hat auch Haberlandt gesehen.

In neuerer Zeit hat sich Rudolph Müller[1]) mit der Sache beschäftigt. Auch er findet — bei Aristolochia brasiliensis wenigstens dann aber auch bei Peperomia, Cinnamomum und Laurus — einen Beutel, in dem das Sekret liegt und einen Napf mit dem der Beutel an der Membran befestigt ist. Er ist aber nicht der Ansicht von Berthold und Haberlandt, daß diese Bildungen zur Membran gehören, sondern betrachtet das Näpfchen als „aus den peripheren Anteilen des Plasmas durch Verdichtung und gleichzeitige stoffliche Umwandlung" hervorgegangen und den Beutel als eine „stofflich umgewandelte Vacuolenwand". Das Öl entsteht nach Müller im Plasma in Form von Vacuolen, die später miteinander verschmelzen. Eine Schleimmembran hat Müller niemals gefunden. Hierin liegt die Hauptdifferenz zwischen ihm und mir. Den blasenartigen Beutel von Vacuolencharakter in der Ein- und Mehrzahl habe auch ich sehr oft in den Sekretzellen gesehen. Dieselben sind unter anderem auch abgebildet in den Arbeiten einiger meiner Schüler, z. B. bei Shirasawa[2]), Biermann,[3]) dann auf Taf. V der ersten Auflage dieses Buches Fig. 97 und auf Taf. IV Fig. 68 und im Anatomischen Atlas der Pharmakognosie (von mir und Oesterle) Taf. 31 Fig. 131. Ich lege aber diesen Bildungen, die man auch an der resinogenen Schicht schizogener und oblitoschizogener Sekretbehälter findet[4]) (Fig. 88) nicht

[1]) Zur Anatomie u. Entwicklungsgeschichte der Ölbehälter (Vorläuf. Mitteilung) Ber. d. bot. Ges. 1905 S. 292 (Juli). Weiteres ist mir bis September 1906 nicht zu Gesicht gekommen.

[2]) Entst. u. Vertheil. d. Kamphers, Bull. Agric. Coll. Tokyo 1903. XXI Fig. 4 u. 10.

[3]) Über Bau u. Entw. d. Ölzellen u. d. Ölbildung in ihnen, Diss. Bern 1898 mit 155 Figuren, die sich auf Cinnamom. Cassia, Laur. nobilis, Sassafras officinale, Valeriana officinalis, Zingiber officinale, Curcuma Zedoaria, Magnolia grandiflor., Myristica fragrans, Piper nigr. u. Cubeba, Acorus Calamus, Butea frondosa beziehen.

[4]) Vgl. auch Taf. II, Fig. 24 u. 25 d. ersten Auflage dieses Buches.

die Bedeutung bei wie die anderen Autoren. Es sind eben meiner Ansicht nach durch Zusammenfließen von in der resinogenen Schicht gebildeten Öltröpfchen entstandene größere Tropfen, die mit einer zarten Vacuolenhaut umgeben sind, die ebenso wie die Ansatzstelle, der Napf, aus Plasma oder resinogener Schicht besteht. Oft erfolgt übrigens dies Zusammenfließen gar nicht. Alsdann findet man entweder zahlreiche etwa gleich große „Beutel" oder eine größere Blase und zahlreiche kleinere[1]).

Etwas anderes ist es mit der Schleimmembran und deren Beteiligung an der Bildung einer resinogenen Schicht. Ich will nicht leugnen, daß ich lange Zeit im Zweifel war, wie ich die bei der Entwicklung der Ölzellen beobachteten Erscheinungen deuten sollte und nicht unterlassen auch jetzt noch zu bemerken, daß ich nicht ganz sicher bin, ob die von mir gegebene Deutung wirklich in allen Punkten richtig ist. Doch weiß ich, obwohl ich hunderte von Präparaten durchgesehen habe, zurzeit keine bessere. Die ersten Stadien der Entwicklung der Ölzellen werden sehr rasch durchlaufen.

Namentlich waren es die Verhältnisse bei Cinnamomum, die mich zu der oben entwickelten Deutung führten.

VIII.

Bildung von Sekret im Zellinhalt. Wundharz und Kernharz. Harzgallen und echte lysigene Sekreträume.

Im Vorstehenden sind einige Beispiele der Ölbildung in typischen Ölzellen geschildert. Damit ist die Ölbildung im Inneren von Zellen aber keineswegs erschöpft. Außer in besonderen Zellen, die, wie Zacharias und ich gezeigt haben, als charakteristisches Merkmal die Verkorkung einer Membranlamelle aufweisen, kann aber auch, wie es scheint, in jeder parenchymatischen Zelle Harzbalsam oder ätherisches Öl entstehen. Ich erinnere hier zunächst an alle die zahlreichen Blüten, deren ätherisches Öl sich nicht in besonderen Behältern aufgespeichert findet, sondern im Zellinhalte sowohl der Epidermis- wie der Mesophyllzellen vorkommt, ganz besonders aber, wie Mesnard zeigte, in der Epidermis lokalisiert ist. (Rosa, Viola, Lilium, Convallaria u. a.)

Diesen im Zellinhalte vorkommenden Öltröpfchen hat man seit Morrens erster Mitteilung[2]) mehrfach Aufmerksamkeit geschenkt.

[1]) Vgl. bes. die zahlreichen Figuren in der Arbeit von Biermann.

[2]) Observations sur la formation des huiles dans les plantes. Bull. de l'acad. roy. de Bruxelles. T. VI, Nr. 6.

So finden wir Angaben über dieselben bei Blondel,[1]) Mesnard,[2]) Fée,[3]) Berthold.[4])

Zum Nachweise der ätherischen Öle begnügte sich Morren mit der Feststellung, daß die Tropfen Molekularbewegung zeigten, andere verwendeten Osmiumsäure (Blondel), noch andere (Mesnard) die Dämpfe von Salzsäure.

Ich habe eigene Erfahrungen auf dem Gebiete nicht gesammelt. Einige gelegentliche Beobachtungen zeigten mir, daß die Öltropfen, die man im Innern von Blumenblattzellen findet, oft eine Haut und bisweilen einen Stiel haben, ähnlich wie dies Berthold bei Asarum abbildet.[5]) Mesnard bemerkt: „Le protoplasma chlorophyllien semble, dans tous les cas, donner naissance à l'huile essentielle". Berthold gibt an, daß Balsamkügelchen sich bisweilen auch anderwärts im Plasma bilden und führt eine Anzahl von Beispielen an, wo er solche Tröpfchen daselbst fand (Ilex, Liquidambar, Schinus, Psidium). Ebenso darf es als ausgemacht gelten, daß Harzkörnchen (Harzmehl) oder Harztröpfchen (Balsamtropfen) im Inhalte von Parenchymzellen des Stammes besonders von Harzpflanzen, aber auch bei Laubhölzern vorkommen, wie unter anderen Wiesner,[6]) Dippel,[7]) Mayr[8]) und N. J. C. Müller[9]) mitteilten. Doch ist die chemische Natur aller dieser „Tröpfchen" noch zweifelhaft.[10]) Sie mit den an den Orten der normalen Harzbildung entstehenden ohne weiteres zu identifizieren, erscheint zum mindesten verfrüht. Ebenfalls wären an dieser Stelle

[1]) Produits odorants des Rosiers. Thèse de la fac. de médecine 1889.

[2]) Rech. sur le mode de production du parfum dans les fleurs. Compt. rend. 1892 Nov. und Rech. sur la formation des huiles grasses et des huiles essentielles dans les végétaux. Ann. sc. nat. 1894, p. 257.

[3]) Sur l'odorat. et les odeurs. Bull. de la soc. royale de botanique de Belgique 1866.

[4]) Protoplasmamechanik.

[5]) Protoplasmamechanik Taf. I, Fig. 2.

[6]) Sitzungsber. d. Wien. Akad. 1865.

[7]) Bot. Zeit. 1863.

[8]) Harz der Nadelhölzer 1894 und Bot. Centralbl. 1884.

[9]) Pringsh. Jahrb. 5 (1866).

[10]) Beim näheren Studium dieser Bildungen wird man auch auf Klemm's Aggregationsstudien (Bot. Centralbl. 57 (1894) S. 193) und die korrespondirenden Mittheilungen Bokornys Rücksicht nehmen müssen, sowie auf die Untersuchungen über die Sekretbildung in den Milchröhren (z. B. Berthold, Protoplasmamechanik, E. Schmidt, Ueber den Protoplasmakörper der gegliederten Milchröhren, Bot. Zeit. 1882, S. 435, Kallen, Verhalten des Protoplasmas in den Geweben von Urtica urens Flora 1882, S. 85 u. A.)

Schoennetts merkwürdige Resinocysten[1]) zu erwähnen, die die meisten Harzreaktionen geben, aber nicht alle. Daß Tröpfchen von Ölausselm auch im Inhalte einzelner Zellen bei sezernierenden Trichomen vorkommen, wurde bereits oben bemerkt.

Sehr merkwürdige und eigenartige Bildungen stellen die sogenannten Ausfüllungen im trachealen Systeme besonders der Holzpflanzen dar, die zur Bildung von Kernholz und Wundholz und zum Verschluß der Zellen führen.[2]) Ich habe dieselben in Parallele gesetzt zu den Obliterationen, die im Siebteile stattfinden,[3]) woselbst die Obliteration den Verschluß bewirkt. Die Ausfüllungen im trachealen System bestehen meistens aus Farbstoffe führendem Bassorin, in einigen Fällen aber auch aus Harz (Guajacum). Die letzteren wären demnach hier anzureihen. Gegen das Lumen hin sind sie oft mit einer Haut abgeschlossen (Fig. 94).[4])

Ich habe die Entwicklung dieser „Ausfüllungen" mit Herrn Will[5]) studiert.

Verwundet man ein Laub- oder Nadelholz, indem man z. B. einen Zweig abschneidet, so reagiert die Pflanze in der Weise auf den Reiz, daß sie die Elemente des trachealen Systems, Tracheiden und Tracheen, (aber auch Holzparenchym und Markstrahlen) durch eigenartige „Ausfüllungen" verstopft („Schutzholz oder Wundholz").[6]) Die Pflanze sorgt also selbst für Wundverschluß. Ganz etwas ähnliches findet nun auch statt, wenn die Pflanze das sogenannte „Kernholz" bildet. Auch hier wird ein Teil des Holzkörpers verschlossen, aus dem Saftverkehr ausgeschaltet, gegen das leitende Holz abgeschlossen.[7]) Die

[1]) Ueber M. Schoennett's „Resinocysten" von Zalewski. Bot. Centralbl. 70 (1897) S. 50.

[2]) Temme, Landwirthsch. Jahrb. 1885, S. 476, Frank. Ber. d. Bot. Ges. 1884. S. 321, Praël, Pringsh. Jahrbücher XIX (Dissertat. Rostock 1887), Sanio, Bot. Zeit. 1860; Tschirch, Angew. Pflanzenanatomie S. 192, 337, 423, Anatom. Atlas S. 114, Taf. 27.

[3]) Angew. Pflanzenanatomie S. 337.

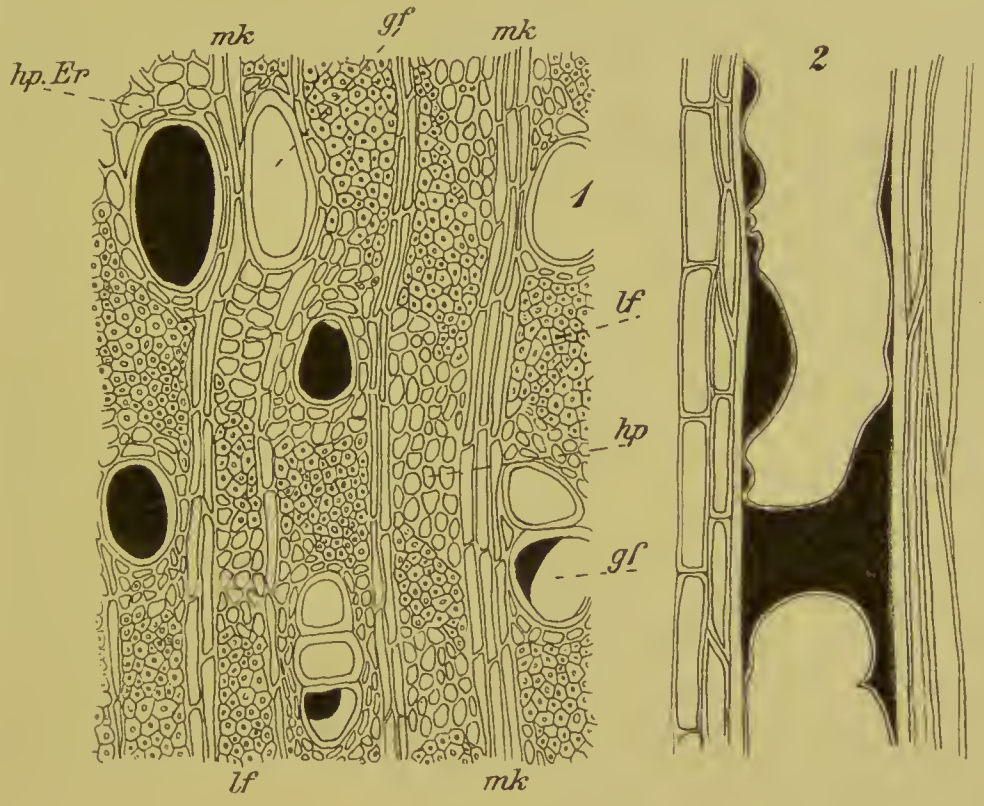
[4]) Anatom. Atlas S. 114.

[5]) Tschirch und Will, Ueber Sekretbildung im Wund- und Kernholze. Archiv d. Pharm. 1899 und A. Will, Beiträge zur Kenntniß von Kern- und Wundholz, Diss. Bern 1899 mit 3 Taf. Vgl. auch Taf. VI der ersten Auflage dieses Buches.

[6]) Über Wundholz vgl. auch Küster, Patholog. Pflanzenanatomie. Über Wundverschluß durch Gummiharz neben Wundgummi berichte ich im Arch. d. Ph. 1886.

[7]) Vgl. die Darstellung dieser Verhältnisse in meiner Angew. Pflanzenanatomie, p. 192, 337 u. 423.

Ausfüllungen im Wund- und Kernholze zeigen denn auch vielfache Übereinstimmungen („Wundgummi" — „Kerngummi"). Sie sind in ihrer physiologischen Bedeutung von Frank, Temme und Praël, denen wir ausführliche Untersuchungen über den Gegenstand verdanken, erkannt worden. Über ihre Entstehung und chemische Beschaffenheit aber war wenig bekannt. Da es sich hier um ein eigenartiges Sekret handelt, dessen Entstehung für die Praxis insofern



Figur 94.

Gefäßausfüllungen (Schutz- und Kernholz).

1. Querschnitt durch das Kernholz von Caesalpinia echinata (Fernambuc).
2. Gefäß von Gleditschia triacanthos mit Ausfüllungen, im Längsschnitt.

(Vgl. auch Taf. VI der ersten Auflage dieses Buches.)

von Wichtigkeit ist, als die Frage, ob und wann man Wunden teeren oder mit Baumwachs verstreichen soll, mit der Bildung dieser natürlichen Wundverschlüsse zusammenhängt, andererseits aber die Kernhölzer (z. B. Guajac, Campeche, Fernambuc, Santel usw.) ihre Bedeutung für die Praxis eben durch jene, meist stark gefärbten Ausfüllungen erhalten, so war eine nähere Untersuchung derselben wünschenswert.

Allerdings bleibt die Schicht, welche das Sekret bildet, für gewöhnlich nur „bassorinogen", d. h. sie erzeugt nur eine bassorinartige Substanz, bisweilen jedoch, wie beim Guajac wird sie auch „resinogen",

d. h. sie bildet Harz. Etwas ähnliches findet man bei den Sekretgängen der Cycadeen und Coniferen: bei den Cycadeen bleibt der Beleg der Kanäle als reiner Schleimbeleg erhalten, bei den Coniferen wird der Schleimbeleg resinogen.[1])

Wir haben nun mehrere hundert (ca. 300) Verwundungsversuche an zahlreichen Laub- und Nadelhölzern und krautigen Pflanzen vorgenommen und die Verwundungen bald sich selbst überlassen, bald mit Teer oder Wachs oder durch Eintauchen in Wasser verschlossen. Die Entstehung und Entwicklung des Sekretes wurde dann fortlaufend verfolgt und so, da sich die Versuche über ein ganzes Jahr erstreckten, eine vollständige Entwicklungsreihe erhalten. Auch den Farbhölzern haben wir unsere Aufmerksamkeit zugewendet.

Die Resultate waren folgende:

Das im Schutzholze im Innern der Zelle sich bildende Produkt ist für gewöhnlich nicht als Gummi, sondern als ein bassorinartiger Körper anzusprechen. („Schutzbassorin.")

Die Entstehung und Bildung dieses Schutzsekretes findet in einem aus dem Zellinhalte, dem Plasma, stammenden Belege, der der inneren Zellmembran eng anliegt, statt. Diesen Beleg nennen wir „bassorinogene Schicht" (analog dem Worte „resinogene Schicht" gebildet), die Membran ist an seiner Bildung nicht beteiligt.

Die bassorinogene Schicht ist (wie die resinogene Schicht) samt dem gebildeten Sekrete durch eine „innere Haut" gegen das Zelllumen hin scharf begrenzt.

Bei der Bildung des bassorinartigen Schutzstoffes kommen nur solche Stoffe in Betracht, die in Lösung der sekretbildenden Schicht zugeführt werden. Eine direkte Umwandlung, z. B. von Stärke in Schutzsekret findet nicht statt.

Die Tätigkeit der bassorinogenen Schicht hängt mit dem Bildungstriebe der betreffenden Pflanze eng zusammen. Ruht dieser, so ist es auch bei jener der Fall. Im Winter entsteht also bei Verwundungen kein Schutzholz. Die intensivste Sekretbildung findet zur Zeit der vollen Blattentfaltung statt, gegen den Herbst hin verlangsamt sie sich.

Das Rückschneiden der Bäume findet dementsprechend für unsere Witterungsverhältnisse am vorteilhaftesten im zeitigen Frühjahr, unmittelbar nach dem Wiedererwachen der Pflanze aus dem Winterschlafe, statt.

Das Verschmieren der Wundflächen (mit Teer, Baumwachs usw.) bedingt nicht das Ausbleiben der Schutzholzbildung; wohl aber tritt

[1]) Tschirch, Pringsh. Jahrb. f. wissensch. Botan. 25 (1893). p. 376.

dieselbe hierdurch etwas verzögert ein. Durch das Verschmieren der Wundfläche werden schädliche Witterungseinflüsse und parasitische Eindringlinge ferngehalten. Es ist daher stets ein künstlicher Verschluß anzuraten. Bei größeren Verwundungsstellen muß ein solcher sogar als ein Bedürfnis bezeichnet werden.

Eine völlige Übereinstimmung von Kern- und Schutzholz läßt sich für dieselbe Pflanzenspezies nicht durchgängig nachweisen, da im Schutzholze stets eine Bildung der bassorinartigen Verschlußsubstanz stattfindet, während dieser Körper im entsprechenden Kernholze oft vergeblich gesucht wird.

Bei den Farbhölzern werden die Inhaltsstoffe gleichfalls von einer eigenen, der inneren Zellwandung aufliegenden Schicht gebildet und gegen das Zelllumen hin von der „inneren Haut“ abgeschlossen.[1])

Der Zellinhalt des Ebenholzes ist nicht als ein Humifikations- oder Karbonisationsprodukt aufzufassen, sondern er bildet sich auf ganz normalem Wege aus dem hellen Splintsekrete durch sekundäre Einlagerung eines, allerdings gegen Reagentien sehr resistenten, schwarzen Farbstoffes.

Die Inhaltsstoffe der Kernholzzellen der Farbhölzer sind bei derselben Pflanzenspezies nicht einheitlicher Natur in den verschiedenen Zellformen, sondern sie zeigen oft recht verschiedenes chemisches Verhalten, wie durch sukzedane Anwendung verschieden konzentrierter Reagentien, Erhitzen mit Wasser usw. nachgewiesen werden konnte. Besonders die Gefäßausfüllungen zeigten oft ein ganz anderes Verhalten als die Ausfüllungen der übrigen Zellen.

Häufig sind die Ausfüllungen ein Gemenge verschiedener Körper, wie Gummi, Harz und Öl.

Die Gefäßausfüllungen tragen vorwiegend bassorinartigen Charakter, nur bei Guajacum officinale ist eine Harzsubstanz in denselben enthalten. Die Ausfüllungen bestehen hier aus Harz, Öl und Farbstoff. Bei Campeche, Santel, Fernambuc, Copaifera tritt der Harzgehalt zurück, neben Bassorin findet sich Gummi und bisweilen auch Öl (Haematoxylon). Oft sind noch Reste der bassorinogenen Schicht wahrzunehmen. Dieselben bleiben nach Lösung der übrigen Bestandteile ungelöst zurück.

Trotz des reichlichen Harzgehaltes der Coniferen bilden auch diese im Wundholze, sowohl in den Tracheïden, als auch in den Holzparenchym- und Markstrahlzellen, Bassorinwundverschluß, wobei aller-

[1]) Vgl. auch die Beschreibung der Verhältnisse besonders der inneren Haut bei Santel und Fernambuc in Tschirch-Oesterle, Anatomischer Atlas, Taf. 27 (1894).

dings nebenher, jedoch nur vereinzelt, harzartige Tropfen auftreten können.

Auch in den Thyllen kann Wundsekret auftreten. Dasselbe ist ferner nicht auf die Tracheen und Tracheïden beschränkt, sondern tritt auch im Holzparenchym und den Markstrahlzellen auf, sowie im Libriform. Verschlußbrücken (Fig. 94_2) findet man aber meist nur in Tracheen, Tracheïden und Libriform. Diese allein verschließen die Bahn. Das Auftreten von Sekret in den parenchymatischen Elementen ist also nur eine Begleiterscheinung.

Über die Sekretbildung in den Zellen der Harzgallen, die auch hierher gehört, konnte ich einige Erfahrungen sammeln, gelegentlich einer Studie, die ich mit einem Schüler von mir, Herrn Nottberg,[1]) über die Harzgallen des Holzes der Abietineen durchgeführt habe. (Vgl. auch S. 1194.)

Es unterliegt keinem Zweifel, daß bei den Harzgallen[2]) die Harzbildung im Innern von Zellen und nicht in Harzkanälen erfolgt, denn den Harzgallen fehlen Harzkanäle oder Behälter ganz und doch sind sie Sitz einer exzessiven Harzproduktion.

Derartige Harzgallen entstehen, wie uns gegen 500 Versuche an Pinus silvestr., Picea vulgar., Abies pectinata, Pinus Strobus und Larix europaea lehrten, stets als Folge einer Verwundung. Sie werden im Cambium angelegt; zunächst in der Form von pathologischem Wundparenchym[3]) Dann entsteht sogen. „Tracheïdalparenchym", eine Zwischenform von Parenchym und Tracheïden. In den Wundparenchymzellen und in dem Tracheïdalparenchym findet nun eine Harzbildung in der Weise statt, daß in einer an Körnchen und Stäbchen reichen Schicht, die rings der Wand anliegt und ihrem äußeren Ansehn nach ganz der resinogenen Schicht, die man anderwärts sieht, gleicht, zahlreiche kleine Tröpfchen auftreten, die, wenn

[1]) Experimental-Untersuchungen über die Entstehung der Harzgallen und verwandter Gebilde bei unseren Abietineen. Dissert. Bern 1897 und Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. 1897. Tschireh und Nottberg, Arch. d. Ph. 1897, Heft 4.

[2]) Über die Harzgallen vgl. Karsten, bot. Zeit. 1857, S. 316. Dippel, bot. Zeit. 1863, S. 254, Frank, Krankh. d. Pfl., S. 81, Ratzeburg, Waldverderbnis, Berlin 1868, S. 4, Conwentz, Monographie der baltischen Bernsteinbäume 1890, Mayr, Der Harz der Nadelhölzer, Berlin 1894 und meine Angew. Pflanzenanatomie.

[3]) Über dies sog. pathologische oder abnorme Holzparenchym bei den Coniferenhölzern vgl. auch Kraus, Mikrosk. Unters. S. 162 (dort auch die Literatur) Mer, de la formation du bois gras etc. Compt. rend. 104 (1887) p. 525, Soraner Frostbeschädigungen. Gartenzeit. 1882. Mayr, bot. Centralbl. 20 (1884) S. 283. Conwentz, Monogr. d. Bernsteinb. S. 88.

sie zu größeren Tropfen zusammenfließen, was oft geschieht, ziemlich weit in das Innere der Zelle hineinragen. Diese also unzweifelhaft harzbildende Schicht mag denn auch hier als „resinogene Schicht“ bezeichnet werden. Ob sie zum Plasma gehört, oder zur Membran, oder durch Verschmelzung des Plasmas mit einer inneren Membranpartie entsteht, weiß ich nicht zu sagen. Auf den ersten Blick hält man sie für zum Plasma gehörig, doch läßt sie sich durch kontrahierende Mittel nicht von der Wand ablösen. Späterhin erfüllt sich dann die ganze Zelle mit Harz und gleichzeitig bemerkt man eine eigenartige Auflösung der Membranen. Dieselbe erfolgt sowohl bei dem Parenchym der Harzgalle wie bei dem Tracheïdalparenchym. Es scheint, daß sie stets in der Interzellularsubstanz beginnt und gegen die sekundären und tertiären Membranverdickungsschichten vorschreitet, wenigstens bleiben die letzteren am längsten unverändert. Nicht zu entscheiden ist, ob die Substanz der Wände sich in Harz verwandelt. Sicher ist nur, daß sie wirklich zu Grunde geht und daß ihre Auflösung für die Harzbildung irrelevant, ein nebensächlicher sekundärer Prozeß ist, wie die Lösung der primären Wände bei Schleimdrusen und Schleimhöhlen.[1]) Löst man nämlich eine Harzgalle aus dem Zellverbande, wickelt sie in Fließpapier und extrahiert dann im Soxhlet mit Alkohol, so bleibt ein intaktes Zellgewebe nur am Rande der Harzgalle übrig — die äußeren Zellreihen bilden auch für gewöhnlich kein Harz, niemals gehen sie zu Grunde —

Figur 95.

Harzgalle (hg) aus dem Holze der Bernsteinfichte (Pinus succinifera Conw.) in Markstrahlen. Tangentialer Längsschliff durch ein im Bernstein eingeschlossenes Holzstück.

Conwentz del.

[1]) Angew. Anatomie S. 125.

das Innere der Harzgalle jedoch erscheint nur von einzelnen Fäden durchzogen, durch Zellbrücken gekammert, am Rande gefasert: die Hauptmasse des Zellgewebes ist aufgelöst. Die Fäden sind stehengebliebene Zellzüge.

Anderer Ansicht ist Mayr, der bemerkt (a. a. O. S. 12) „lysigene, also durch Auflösung von Zellwänden entstandenen Harzräume gibt es bei den Abietineen nicht." Die rhexigenen Harzräume, die einer mechanischen Zerreißung der Gewebe ihren Ursprung verdanken — er rechnet hierzu die „Harzgallen" und „Harzrisse" — sind bei den Abietineen stets pathologisch und abnorm.

Ähnliche Verhältnisse wie bei der Harzbildung in den Harzgallen scheinen auch beim Xanthorrhoeaharze obzuwalten, wo nach Schobers Angaben[1]) Harztropfen im Innern von Zellen entstehen, aber nachträglich auch Membranen gelöst werden. Ich habe neuerdings mit den Herren Svendsen[2]) und Wéber die Verhältnisse bei Xanthorrhoea studiert und festgestellt, daß die Harzbildung im Stamme etwa in der von Schober beschriebenen Weise stattfindet, d. h. es treten zuerst Harztröpfchen in den Zellen auf. Dann gehen die Membranen zu Grunde (zuletzt die sekundären Membranpartien) und so entsteht schließlich eine lysigene Lücke. Diese Lücken sieht man auf einem Stammquerschnitt schon mit bloßem Auge als rote Flecke. Eingehendere Angaben über die Sekretbildung bei Xanthorrhoea habe ich schon oben (S. 247) gemacht (vgl. auch S. 1107).

Diese also nunmehr sicher festgestellte Tatsache, daß bei gewissen pathologischen Harzbildungen wirklich Membranen zu Grunde gehen, die für einige Harze ganz richtig besonders schon von Wigand, der leider nur pathologische Produkte und Drogen in Händen hatte (Wundharz der Tanne, Copal, Epheuharz, Acaroidharz des Handels), erkannt wurde,[3]) ist die Quelle des großen Harzbildungsstreites geworden, der die Botaniker in zwei Heerlager spaltete, in solche, welche die These: „Harz entsteht durch rückschreitende Metamorphose der Membranen" verfochten und in solche, die die andere These: „Harz entsteht nur in schizogenen Gängen" vertraten. Die Wahrheit liegt auch

[1]) Das Xanthorrhoeaharz. Ein Beitrag zur Entstehung der Harze. Verhandl. d. naturw. Vereins Karlsruhe 1892 und Über eine doppelte Sekretion bei Xanthorrhoea. Bot. Centralbl. 1893. Nr. 11.

[2]) Die Entsteh. d. Xanthorrhoeaharzes. Tromsö Mus. Aarsh. 1905.

[3]) Vgl. auch meine Mitteilung: Über die Entwickelungsgeschichte einiger Sekretbehälter und die Genesis ihrer Sekrete. Ber. d. bot. Ges. 1887, S. 2.

hier in der Mitte. Normalerweise entsteht der Harzbalsam vorwiegend in schizogenen Sekretbehältern, bei pathologischen Bildungen (Harzgallen) und einigen anderen vereinzelten Fällen (Xanthorrhoea) kommt aber Membranlösung vor, die allerdings mehr den Charakter einer Begleiterscheinung trägt, jedenfalls mit der Harzbildung selbst nichts zu tun hat und im günstigsten Falle die Harzmenge nur vermehrt.

Daß auch bei der Bildung des Agaricumharzes in den Fruchtträgern von Polyporus officinalis Membranen und zwar Pilzzellmembranen gelöst werden, habe ich schon oben erwähnt. Es ist dies der einzige mir bekannte Fall, wo wirklich die Membran und die Membran allein sicher die Quelle des Harzes ist.

IX.

Der Harzfluß.

Über den „Harzfluß" der Pflanzen die „Resinosis"[1]) war bis vor kurzem[2]) nur soviel bekannt, daß derselbe zu Verwundungen in Beziehung steht, jedenfalls nach Verwundungen, seien dieselben künstlich hervorgebracht oder spontan, durch Astbruch, Blitzschlag usw. entstanden, stärker hervortritt. Welche physiologischen, physiologisch-chemischen und anatomischen Veränderungen den Harzfluß einleiten und begleiten, war unbekannt. Die großen Massen Sekret, welche nach Verwundungen verschiedenster Art an Stämmen und Zweigen vieler Pflanzen nach einiger Zeit austreten, ließen sich nicht auf

[1]) Beim Bernstein spricht Conwentz von „Succinosis".

[2]) In der Literatur findet sich über den Gegenstand wenig, doch seien einige Arbeiten, die hier in Betracht fallen, genannt: Dippel, Histologie der Coniferen, Bot. Ztg. 1863; Ratzeburg, Die Waldverderbnis durch Insektenfraß usw., Berlin 1868; Mayr, Harz der Nadelhölzer. 1891; Frank, Krankheiten der Pflanzen. 1896; Hartig, Baumkrankheiten, 1889; Conwentz, Monographie der Baltischen Bernsteinbäume, Danzig 1890; Tschirch, Angewandte Pflanzenanatomie, Gayer und Mayr, Forstbenutzung, Berlin Parey, 9. Aufl, Moeller, Zeitschr. d. allgem. österr. Apothekervereins 1896; Hartig, Wichtige Krankheiten der Nadelbäume; E. Mer, Recherches sur la maladie des branches de Sapin, Journ. de bot. 1893; A. P. Anderson. Über abnorme Bildung von Harzbehältern, Dissertation München 1896. Die oben abgedruckten Mitteilungen über den Harzfluß sind zuerst in der Flora 1901 S. 179 abgedruckt worden. Über die Verwundungen bei der Harznutzung vgl. auch Hartig, Lehrb. d. Pflanzenkrankheiten S. 288 und Zersetzungserscheinungen 1878, S. 73.

Austritt normal gebildeter Sekrete zurückführen. Selbst wenn die Verwundungen alle Sekretbehälter des Stammes oder Zweiges geöffnet und diese Behälter ihren gesamten Inhalt entleert hätten, würde das Sekret doch nur einen verhältnismäßig geringen Betrag erreichen und niemals viele Kilo betragen. Nun erhält man aber z. B. von einer Seestrandkiefer bis 10 Kilo Harzbalsam und bis 1.5 Kilo festen Barras im Jahre. Andererseits gibt es auch Pflanzen, welche entweder gar keine (Styrax Benzoin) oder nur im Jugendzustand (Toluifera) Harzbehälter führen, bei denen es also zu einem normalen Harzaustritt überhaupt nicht kommen kann. Aber auch diese zeigen nach Verwundungen Harzfluß. Derselbe trägt also hier von vornherein einen rein pathologischen Charakter.

Welche Verhältnisse den pathologischen Harzfluß bedingen, einleiten und begleiten, kann nur auf experimentellem Wege festgestellt werden. Ich habe diesen Weg betreten und zunächst (1896—1901) in Gemeinschaft mit den Herren Nottberg und Faber, die die Versuche nach meinem Plane durchführten, den Harzfluß der Coniferen und die Bildung der sogen. Harzgallen näher studiert.

Die Resultate, welche wir bei den 400 Versuchen an Abies pectinata DC., Picea vulgaris Link, Pinus silvestris L. und Larix europaea DC. — also sämtlich Pflanzen, die zur Harzung herangezogen werden — erhielten und die durch zahlreiche Beobachtungen an natürlich entstandenen Wunden im Walde kontrolliert wurden, lassen sich in folgende Sätze zusammenfassen:[1])

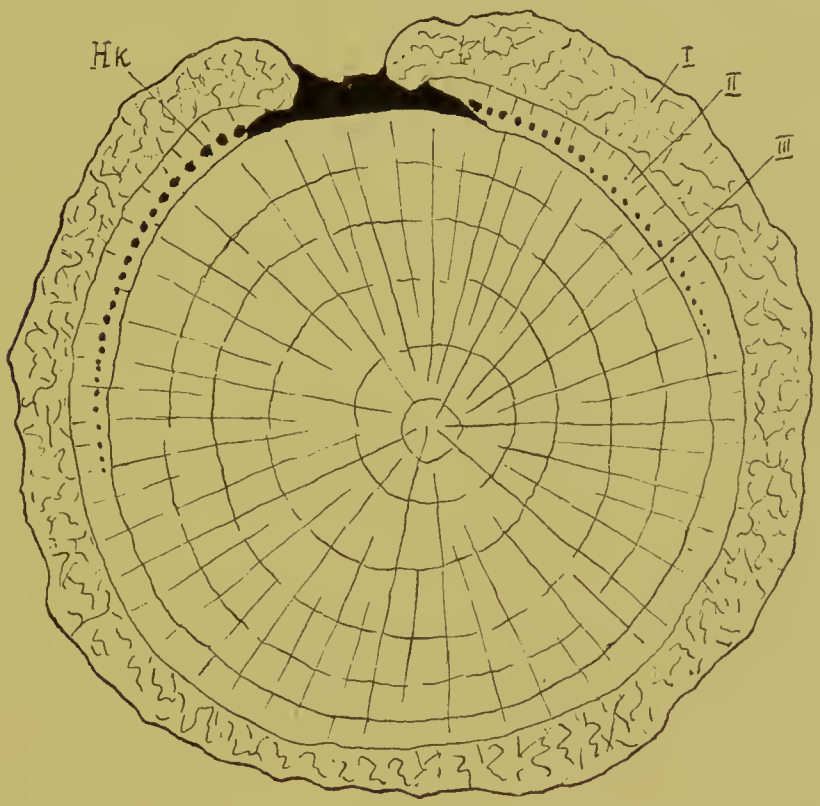
Durch jede Verwundung, welche das Kambium verletzt, wird bei den vier Abietineen Harzfluß erzeugt.

Dieser Harzfluß setzt sich zusammen aus einem primären, unmittelbar nach der Verwundung eintretenden und nur kurze Zeit anhaltenden Harzflusse geringerer Ergiebigkeit, bei dem das Sekret aus den normalen Sekretbehältern des Holzes und der Rinde (bei der Tanne nur aus letzteren, da ihr Kanäle im Holz fehlen) stammt — also physiologischer Natur ist —, sowie aus einem sekundären, ergiebigen, erst nach einiger Zeit einsetzenden Harzflusse, dessen Sekret nur aus den Kanälen des nach der Verwundung gebildeten Neuholzes

[1]) Vgl. auch Tschirch und Faber, Experimentaluntersuchungen über die Entstehung des Harzflusses bei einigen Abietineen (Arch. d. Pharm. 1901 S. 249) und Faber, Dissertation, Bern 1901, mit 2 Tafeln.

stammt, die infolge des Wundreizes dort in großer Zahl entstehen.[1]) (Fig. 96.) Dies Sekret ist also pathologischer Natur.

Diese pathologischen Kanäle sind schizogen und erweitern sich lysigen. Sie bilden ein reichverzweigtes anastomosierendes Netz und ragen mit ihren offenen Enden bis an die Wundfläche heran. Sie liegen in einer Zone von Tracheïdalparenchym, in welchem sich alle



Figur 96.

Schematische Darstellung der Entstehung des Harzflusses am Stammquerschnitt. I. Rinde. II. Nach der Verwundung entstandenes Neuholz mit Harzkanälen (Hk) in der Umgebung der Wunde. III. Altholz. Das Harz ist schwarz gehalten.

Übergänge von der typischen Parenchymzelle bis zur typischen Tracheïde finden.

In der Rinde werden keine pathologischen Harzbehälter gebildet, daher kann sich dieselbe auch nicht am sekundären Harzfluß beteiligen.

Das Sekret ist schon in den jüngsten Kanälen vorhanden.

[1]) Ratzeburg (Waldverderbniß II 1868 S. 76), konstatierte bereits, daß in den nach Verwundungen sich bildenden Jahresringen mehr Harzgänge angelegt werden wie unter normalen Verhältnissen. Auch H. de Vrieß (Wundholz. Flora 34 (1876) S. 121) fand im Wundholz mehr Harzgänge als im normalen.

Der sekundäre Harzfluß beginnt im Hochsommer etwa 3—4 Wochen nach der Verwundung und hält während der Vegetationsperiode so lange an, bis die Wunde durch Überwallung geschlossen ist. Es werden alljährlich in den neugebildeten Holzteilen neue pathologische Kanäle angelegt.

Die Intensität des sekundären Harzflusses und die Menge des austretenden Sekrets ist abhängig von der Größe der Wunde und von der Dauer der Einwirkung des Wundreizes.

Ist die Wunde geschlossen (z. B. durch Überwallung), so hört auch der Reiz auf und die aus dem nunmehr wieder geschlossenen Kambiumringe gebildeten Gewebselemente sind wieder völlig normal.

Der Wundreiz äußert sich kräftiger in dem oberhalb der Wunde befindlichen Zweigteil als in demjenigen unterhalb derselben. Infolgedessen werden oberhalb der Wunde zahlreiche und lange Kanäle, unterhalb weniger zahlreiche und kurze Kanäle gebildet. In vielen Fällen waren Kanäle oben bis 6, unten bis 2.5 cm von der Wunde entfernt zu konstatieren (Fig. 97).

Wo man bei anatomischer Untersuchung eines Coniferenholzes auf vom Normalen abweichendes reichlicheres Auftreten von Harzgängen stößt, kann man mit Sicherheit auf die Nähe einer Wunde schließen, die zur Zeit, als diese Kanäle gebildet wurden, noch nicht geschlossen war. Denn immer ist die Bildung zahlreicher pathologischer Kanäle und damit zusammenhängend das Auftreten von sekundärem Harzfluß als Reaktion auf Wundreiz zu betrachten. Der Harzfluß trägt also den Charakter eines Wundbalsams.

Die Verwundungen, welche wir anbrachten, waren folgende:

Flachwunden. Abschälen der Außenrinde durch Schnitte in tangentialer Richtung geführt ohne das Kambium zu verletzen.

Brand- und Schwelwunden. Abtöten der Kambiumzone durch Erhitzen mit einer Flamme, ohne die Rinde von außen zu verletzen.

Ringelwunden. Herauslösen eines ca. 1 cm breiten Ringes.

Bohr- und Nagelwunden. Durchbohren eines Zweiges mittelst eines Bohrers oder Nagels.

Fensterwunden. Herauslösen eines rechteckigen Stückes Rinde.

Kerbwunden. Herauslösen eines keilförmigen Stückes Rinde und des darunter liegenden Splintes.

Klopfwunden. Klopfen eines Zweiges mit einem hölzernen Hammer bis zur Zerfetzung der Rinde.

Schabwunden. Abschaben der Rinde mit einer groben Feile.

Bruchwunden. Knicken von Zweigen und Abreißen von Nebenzweigen an der Insertionsstelle.

Schnittwunden. Glatte Einschnitte in radialer Richtung.

Die Folgen der Verwundung sind zwar in allen Fällen im wesentlichen stets dieselben, immerhin verhalten sich die verschiedenen Baumarten gegen einzelne Wunden ein wenig verschieden. Am empfindlichsten gegen Verwundungen ist die Lärche.

Bohr- und Nagelwunden sowie Bruch-, Kerb- und radiale Schnittwunden verletzen zugleich Rinde und Holz, die übrigen im allgemeinen nur die Rinde.

Die durch Klopfen (Quetschen) und Schaben hervorgerufenen Wunden haben einen zerfetzten unregelmäßigen Wundrand, die anderen (Schnittwunden) einen glatten Rand.

Jede Verwundung wurde mit einer Nummertafel versehen, die Nummer und alle notwendigen Angaben in ein Tagebuch eingetragen. Nach einer gewissen Zeit wurden die verwundeten Zweige abgesägt und makroskopisch und mikroskopisch untersucht. Zu diesem Zwecke wurden die Zweige teils der Quere, teils der Länge nach zerlegt. Auch tangentiale Längsschnitte wurden in vielen Fällen zur Untersuchung herangezogen.

Die Folgen der Verwundungen sind zwar — wie wir an Tausenden von Schnitten zu beobachten Gelegenheit hatten — in allen Fällen im wesentlichen stets dieselben, immerhin verhielten sich die verschiedenen Baumarten gegen einzelne Verwundungen ein wenig verschieden.

Die schwersten Wunden sind in allen Fällen die durch Anbrennen der Zweige hervorgerufenen, da sie meistens ein Absterben der gebrannten Zweige zur Folge hatten. Die leichtesten Wunden sind stets die radialen Schnittwunden, welche vermöge ihrer glatten Wundränder leicht und schnell verheilen.

Der primäre Harzfluß fehlt meistens bei den verwundeten Zweigen von Abies, weil die Kanäle der Rinde, sowie deren Erweiterungen bei jüngeren Zweigen — welche meistens zu den Versuchen benutzt wurden — noch relativ eng und harzarm sind und das Holz keine Harzgänge besitzt. Picea, Larix und Pinus dagegen haben einen erheblichen primären Harzfluß aufzuweisen, dessen Quelle größtenteils die normalen Kanäle des Holzes bilden.

Figur 97.

Schematische Darstellung der Entstehung des Harzflusses am Stammlängsschnitt. Bezeichnung wie in Figur 96.

Sekundärer Harzfluß tritt bei allen 4 Arten auf, sofern die verwundeten Zweige nur genügend lange nach der Verwundung am Baume belassen wurden. Die Anfänge des sekundären Harzflusses lassen sich am besten an der Tanne studieren,

welche ja keinen primären Harzfluß des Holzes hat. Beobachtet man einen im Hochsommer — etwa Mitte Juli — verwundeten Tannenzweig, so sieht man etwa nach 3 –4 Wochen die ersten Harzbalsamtröpfchen zwischen Holz und Rinde hervorbrechen. So viel Zeit braucht also der Baum, um in der Umgebung der Wunde die schon oben angedeuteten pathologischen Veränderungen hervorzurufen, welche den sekundären Harzfluß erzeugen. Diese Tröpfchen vergrößern sich nach und nach, fließen wohl auch zusammen und können unter Umständen die ganze Wunde bedecken.

Die Frage: woher stammt nun dieser oft ganz kolossale sekundäre Harzfluß, welcher die Wunde einhüllt und die oft enormen Balsammassen bildet, welche am Baume herabfließen? — wäre demnach aus den letzten Erörterungen schon teilweise beantwortet.

Die mikroskopische Untersuchung der Zweige, Wochen und Monate nach erfolgter Verwundung ausgeführt, läßt die Bildung einer außerordentlich großen Menge pathologischer Harzkanäle erkennen, welche in dem nach der Verwundung (also sekundär) infolge des Wundreizes gebildeten abnormen Holzgewebe liegen. Ich nannte dieses abnorme Gewebe Tracheïdal-Parenchym.[1]) Es ist gebildet an Stelle der normalen Tracheïden und besteht aus mehr oder weniger isodiametrischen Zellen, welche ursprünglich zartwandig sind, aber schon frühzeitig verholzen und — was besonders charakteristisch ist — einfache Tüpfel besitzen. Mit der Entfernung von der Wunde geht dieses Tracheïdal-Parenchym durch alle Übergänge wieder in normale Tracheïden über. Die pathologischen Harzkanäle liegen (auf dem Querschnitt betrachtet) in Gruppen oder Tangential-Reihen dicht aneinander und sind durch seitliche Anastomosen unter einander verbunden, sodaß sie ein großes kommunizierendes Netz bilden. (Fig. 98.) Da sie mit ihren offenen Enden in die Wunde hineinragen, so ergibt sich die Erklärung des Harzflusses von selbst.

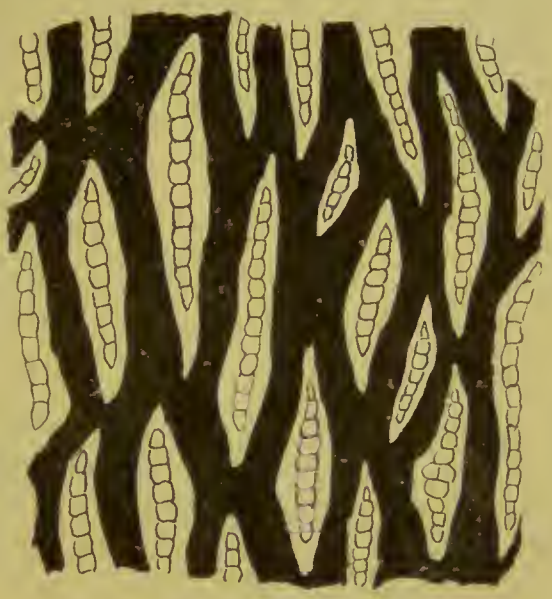
Die ersten pathologischen Kanäle erscheinen im Hochsommer, etwa 14 bis 20 Tage nach erfolgter Verwundung. Durch Untersuchung junger Stadien verschiedenen Alters konnte mit Sicherheit festgestellt werden, daß die Entstehung dieser pathologischen Kanäle immer auf schizogenem Wege erfolgt. Schon die jüngsten Kanäle sind mit Sekret erfüllt, welches, soviel wir beobachten konnten, jedenfalls im Kanal gebildet wird und zwar sehr wahrscheinlich in einer den sezernierenden Zellen aufliegenden resinogenen Schicht. Nach dem von mir beschriebenen Verfahren — allmähliches Herauslösen des Harzbalsams durch sukzessives Behandeln der Schnitte mit Alkohol verschiedener Konzentration — gelang es diese Schicht in einigen Fällen sichtbar zu machen. Sie ist stets äußerst zart und leicht zerreißbar, daher nur bei vorsichtigem Arbeiten erkennbar. Die sezernierenden Zellen der Harzbalsambehälter waren immer mit Plasma erfüllt aber frei von Sekret. Die beschriebenen Erscheinungen treten als Folge aller Verwundungen auf, sofern nur das Cambium verletzt oder zerstört und der betreffende Zweig nicht unmittelbar nach der Operation abgestorben ist und zwar bei allen 4 Baumarten ganz analog.

In der Rinde gehen, soweit unsere Beobachtungen reichen, keine pathologischen Veränderungen vor, insbesondere findet niemals eine Bildung von pathologischen Sekretbehältern statt, welche etwa auf den sekundären Harzfluß von Einfluß sein könnten.

[1]) Tschirch und Nottberg l. c. S. 258.

Der sekundäre Harzfluß stammt also lediglich aus den in enormer Zahl entstehenden pathologischen Harzkanälen des nach der Verwundung neugebildeten Holzes.[1])

Die Menge des Sekretes ist abhängig von der Größe der Wunde, weil bei großen Wunden eine große Fläche vom Wundreiz beeinflußt ist, demnach auch zahlreichere pathologische Kanäle gebildet werden, welche wiederum eine größere Menge Harzbalsam erzeugen als kleine Wunden mit einem beschränkten Gebiete des Wundreizes.



Figur 98.

Harzfluß. Tangentialschnitt durch die Harzkanalschicht, die Kanal-Anastomosen zwischen den Markstrahlen zeigend.

Ganz allgemein ist zu beobachten, daß die größte Menge des Sekretes immer am oberen Wundrande abgeschieden wird. Es muß also der ausgeübte Wundreiz dort intensiver sein, als am unteren Wundrande. In der Tat ergibt schon die Betrachtung eines in radialer Richtung gespaltenen Zweiges mit der Lupe, daß die pathologischen Kanäle oberhalb der Wunde viel länger sind als unterhalb (Fig. 97). Es kommt noch hinzu, daß die Harzkanäle sich natürlich leichter nach unten als nach oben entleeren werden. Die Grenze des Wundreizes, jenseits welcher keine pathologischen Veränderungen mehr nachweisbar sind, liegt im Mittel oberhalb der Wunde bei 6 cm, unterhalb bei $2^1/_2$ cm, doch kommen Fälle vor, daß diese Werte um mehr als das Doppelte übertroffen werden.

Verkienung der Holzelemente ist überall da zu beobachten, wo durch die Verwundung auch der Holzkörper in Mitleidenschaft gezogen wurde. Auch die Brandwunden hatten sämtlich starke Verkienung des Holzkörpers zur Folge, wohl weil hier wie dort die Zellmembran völlig ausgetrocknet war, und so das ausgeflossene Harz ungehindert in dieselbe eindringen konnte.[2])

Nottbergs Vermutung, daß auch der Rinde eine Beteiligung am Harzfluß zukomme[3]) hat sich nicht bestätigt. Die Harzdrusen, welche man bisweilen in der Rinde der Abietineen findet, sind folgendermaßen entstanden. Die abgestorbene Rinde zerreißt und die Lücke füllt sich von außen her mit Harzbalsam, welcher darin erhärtet. Für diese Auffassung spricht auch die Tatsache, daß alle ringsum geschlossenen Rindenlücken stets frei von Sekret gefunden wurden.

---

[1]) Daß dies Gesetz auch schon vor hunderttausenden von Jahren galt, zeigen die Untersuchungen der Bernsteineinschlüsse (vgl. Conwentz, Bernsteinbäume Taf. V, Figur 1).

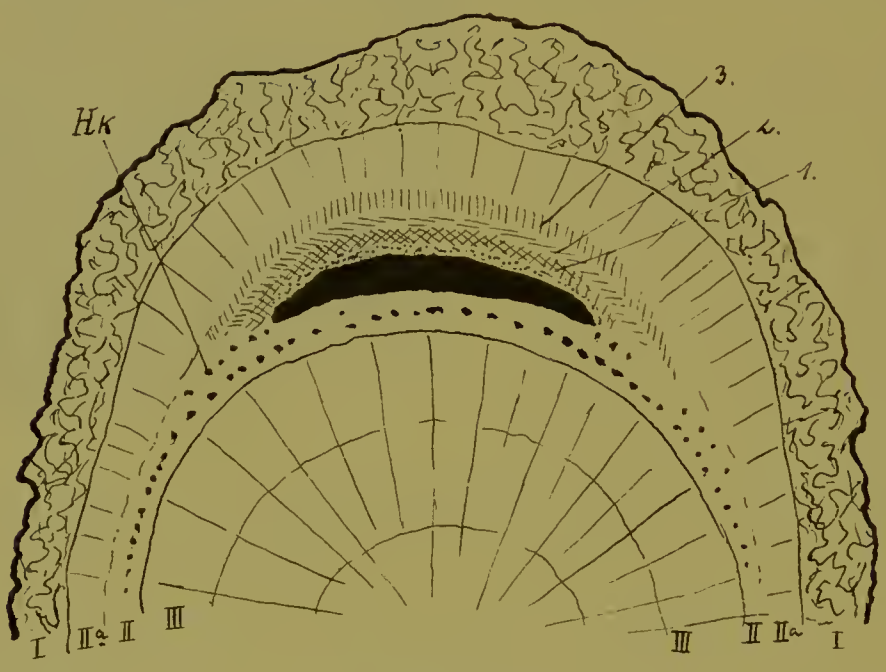
[2]) Vgl. Tschirch, Pflanzenanatomie, S. 192, sowie Mayr, Das Harz der Nadelhölzer, S. 10.

[3]) Nottberg l. c., S. 1.

Die Untersuchung des sogenannten natürlichen Materiales wunder Zweige, welches im Walde gesammelt wurde, bestätigte in jeder Beziehung die an den selbst ausgeführten (künstlichen) Verwundungen gemachten Beobachtungen.

Solange die Wunde nicht geheilt ist, findet alle Jahre Bildung von abnormem Tracheïdal-Parenchym statt, alle Jahre erfolgt in demselben Bildung unzähliger pathologischer Kanäle, welche eine große Menge Harzbalsam absondern und so den gewaltigen sekundären Harzfluß erzeugen, den man an so vielen Nadelbäumen unserer Wälder beobachten kann.

Die sogenannten Harzgallen, die ich anfangs glaubte für den Harzfluß mit verantwortlich machen zu können, haben damit nichts



Figur 99.

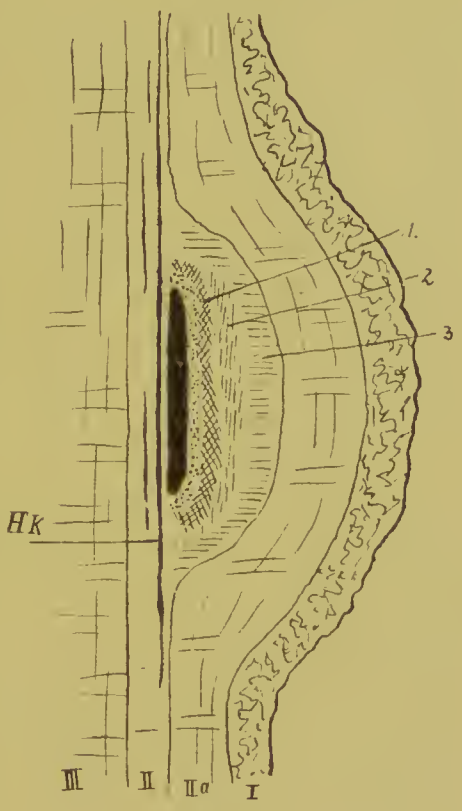
Harzgalle im Stammquerschnitt (schematisch). Bezeichnung wie in Fig. 1. 1—3. Die drei Randschichten der Harzgalle. 1. Tracheïdalparenchym, das später der Verharzung anheimfällt. 2. Tracheïdalparenchym, dessen Zellen zwar noch Harz führen, aber nicht zu Grunde gehen. 3. Harzfreie Randschicht des Tracheïdalparenchyms.

zu tun, da sie allseitig geschlossen sind. Nur insofern haben sie Beziehungen dazu, als sie ebenfalls nur infolge von Verwundungen entstehen. Speziell auf diese Gebilde gerichtete Untersuchungen[1]) haben nämlich folgendes ergeben (vgl. auch S. 1184).

Harzgallen bilden sich nur infolge von Verwundungen und zwar nur, wenn das Kambium verletzt wurde.

[1]) Vgl. Tschirch und Nottberg, Experimentaluntersuchungen über die Bildung der Harzgallen und verwandter Gebilde bei unseren Abietineen (Arch. d. Pharm. 1897 p. 256) und Nottbergs Dissertation 1897 (Abdr. aus der Zeitschr. f. Pflanzenkrankheiten VII) mit 1 Taf. und 10 Textfiguren.

Als erste Folge der Verwundung bildet sich ein eigentümliches Wundparenchym, welches entweder aus typischen Parenchymzellen oder aus „Tracheïdalparenchym“ besteht und welches entweder ziemlich unvermittelt oder durch zahlreiche Übergänge in typisches Tracheïdengewebe übergeht. In diesem pathologischen Holzgewebe, vornehmlich in dem typischen Tracheïdalparenchym, bilden sich die Harzgallen und zwar, wie es scheint, rein lysigen. Einige Zellen dieses Gewebes entwickeln nämlich eine resinogene Schicht. In dieser entsteht das Sekret wohl in ähnlicher Weise wie ich dies für die Sekretzellen überhaupt beschrieben habe. Dann beginnt die primäre und sekundäre Membran dieser Harzzellen zu verschleimen — die tertiäre Membran bleibt lange intakt — und schließlich gehen die Zellen zugrunde und die Mitte der Harzgalle führt einen großen Harzklumpen. Die Randzellen der Harzgallen werden in diese Resinosis nicht einbezogen. Sie bilden überhaupt kein Sekret.



Figur 100.

Harzgalle im Stammlängsschnitt (schematisch). Bezeichnung wie in Figur 99.

Weit über 400 Versuche an fünf verschiedenen Abietineen (s. oben S. 1184) mit denselben Verwundungsarten, die oben erwähnt wurden, und zahlreiche Beobachtungen an natürlich entstandenen Wunden im Walde haben ergeben, daß Harzgallen nicht bei jeder Verwundung entstehen müssen, sondern nur unter besonderen, allerdings ziemlich häufig eintretenden Bedingungen sich bilden. Eine der häufigsten dieser Bedingungen ist die, daß eine im Umfang beträchtliche Schicht von Tracheïdalparenchym durch die Überwallung gewissermaßen „eingefangen“ wird oder größere Partien Tracheïdalparenchym sich zwischen normalem Holz an der Wundstelle bilden. Jedenfalls ist ihre Bildung an das Vorhandensein von Tracheïdalparenchyminseln oder -Streifen relativ größeren Umfanges geknüpft. Gelangen aber solche durch Überwallung oder Bildung normalen Holzes in den nach außen folgenden Schichten in den normalen Holzkörper hinein, dann verharzen sie auch in der Regel und es entsteht eine Harzgalle. Die Harz-

gallenmutterzellen werden also stets bereits im Kambium als Parenchymzellen angelegt und zwar nur nach einer Verwundung.

Man kann also aus dem Vorhandensein einer Harzgalle stets auf eine Verwundung schließen. Oft, wenn die Harzgalle tief im Holze liegt, ist die Verwundung, welche zur Bildung der Harzgalle den Anstoß gab, längst vernarbt. Aber noch in vielen Fällen ließ sich die Verwundung auch nach Jahren noch nachweisen, wenn wir sorgfältig daruach suchten.

Mit den pathologischen Kanälen des eigentlichen Harzflusses haben die Harzgallen nichts zu tun. Sie bilden sich bald innerhalb, bald außerhalb der Zone, wo diese Kanäle liegen. Nun kann aber bei schweren Wunden und starkem Harzfluß auch wohl der Fall eintreten, daß die ganze Schicht, in der die pathologischen Kanäle des Harzflusses lagen, verharzt, d. h. auch die trennenden Markstrahlen des anastomosierenden Netzes mit verharzen. Dann entstehen sogenannte Harzfliesen oder -Platten im Gewebe, die durch ihre flache Form sich von den im allgemeinen rundlich-ovalen eigentlichen Harzgallen unterscheiden. Sie treten auch beim Bernstein auf, wo sie aber auch aus Harzgallen entstanden sein können.

Vergleicht man die an rezenten Coniferen erzielten Resultate mit den Befunden, die Conwentz[1]) beim Bernstein beschreibt, so findet sich fast überall Übereinstimmung und ich stimme vollständig Conwentz bei, daß wir berechtigt sind anzunehmen, daß kein Baum des Bernsteinwaldes gesund war, sondern alle mehr oder weniger tiefgreifende Wunden gezeigt haben müssen.

Als „falsche Harzgallen" möchte ich eine Bildung bezeichnen, die mir einige Male, allerdings sehr selten, begegnet ist und deren Entstehung in allen Punkten von den echten Harzgallen abweicht. Bei nicht sehr großen Wunden an Pflanzen, die die Neigung besitzen, starke Überwallungswülste zu bilden, kann es vorkommen, daß der Harzbalsam über der Wunde eintrocknet und dann von dem Überwallungswulst eingeschlossen, gewissermaßen eingefangen wird. Das Harz liegt in diesem Falle der Wunde so fest auf, daß weder der Überwallungswulst noch die Neuholzschichten es beiseite schieben können. Die Pflanze läßt es alsdann liegen, und so gelangt die Harzinsel schließlich im Laufe der Jahre tief ins Holz hinein, eine echte Harzgalle vortäuschend. Derartige Bildungen sind aber von den echten Harzgallen leicht zu unterscheiden, denn sie zeigen an ihrem Rande niemals den für die typischen Harzgallen charakteristischen

[1]) Monographie der baltischen Bernsteinbäume. Danzig 1890. p. 145.

dreifachen Saum: zu innerst in Auflösung begriffene Zellen, dann harzführendes Tracheidalparenchym und endlich Tracheidalparenchym, dessen Zellen leer sind.

Damit war die Frage, soweit sie die Gymnospermen, speziell die Coniferen betraf, beantwortet und ich konnte mich zu den Angiospermen wenden.

Wie die Verhältnisse bei den Tolu- und Perubalsambäumen sowie bei Styrax Benzoin liegen, blieb noch zu untersuchen. Ich hatte allerdings bereits gelegentlich meines Aufenthaltes in Java festgestellt, daß dem Benzoëbaume Harzbehälter gänzlich fehlen und Holz wie Rinde geruchlos sind.[1]) Das Benzoëharz entsteht erst nach Verwundung und in größerer Menge erst nach Verwundungen besonderer Art. Es war nun durch Versuche festzustellen, ob auch hier wie bei der Tanne und bei Liquidambar nach der Verwundung Harzkanäle in dem jungen Holze oder der Rinde entstehen. Daß bei aus der Benzoë-Droge ausgelesenen Pflanzenresten in der Rinde (und auch im Holze) große Harzgallen liegen, die zum mindesten sich lysigen erweitert haben, hatte ich schon anderwärts beschrieben.[2]) Keiner der Bestandteile des Benzoëharzes findet sich in der gesunden lebenden Pflanze.[3])

Für Myroxylon Pereirae, den Perubalsambaum, und Myroxylon toluiferum, den Tolubalsambaum, die beide im Versuchsgarten von Buitenzorg kultiviert werden, hatte ich ebenfalls in Java bereits festgestellt, daß bei den Stammorganen nur in der primären Rinde junger Zweige schizogene Sekretbehälter sich finden, dieselben aber frühzeitig infolge Borkenbildung abgestoßen werden, sodaß ältere Zweige keinerlei Sekretbehälter enthalten. Die chemische Untersuchung der Rinde hat denn auch hier ergeben, daß keiner der Bestandteile der beiden Balsame in der lebenden unverletzten Rinde vorkommt.[4])

Ganz ähnlich scheint übrigens auch sich der Copalbaum zu verhalten. Auch hier konnte ich nur an jungen Zweigen der Copalpflanzen (Hymenaea und Trachylobium) Harzkanäle in der Rinde finden, ältere enthielten keine mehr.

Mittlerweile hatte jedoch Jos. Moeller eine inhaltreiche und wichtige Arbeit über die Entstehung des Harzflusses bei Liquidambar

[1]) Ber. d. bot. Ges. 1890, S. 48.

[2]) Ber. d. bot. Ges. 1887, S. 2.

[3]) Vgl. Tschirch und Lüdy, Arch. d. Pharmacie 1893, S. 85.

[4]) Tschirch und Trog, Arch. d. Pharmacie 1894, S. 93 und Tschirch und Oberländer, Arch. d. Pharmacie 1894, S. 595.

veröffentlicht,[1]) welche ebenfalls auf Grund von Experimenten die Frage des Harzflusses wenigstens bei Liquidambar zu lösen sucht. Die Versuche wurden von L. Planchon in Montpellier, von Mohr in Mobile (Alabama) und von Moeller selbst ausgeführt. Jos. Moeller kommt bei Liquidambar zu folgendem Resultate:

„Weder in der Borke noch in der Rinde bildet sich Balsam, sondern einzig und allein im jungen Holze. Hier entstehen infolge von Verletzungen zunächst intercellulare, später lysigene Balsamgänge, die quer angeschnitten werden müssen, wenn sie ihren Inhalt entleeren sollen. In den Markstrahlen entsteht primär kein Balsam, doch können die Markstrahlen sekundär in die Balsambildung einbezogen werden."

Moeller hat für Liquidambar die Frage gelöst. Er war der erste, der erkannte, daß nicht die Rinde, sondern das Neuholz der Ort ist, von dem der Harzfluß ausgeht. Da sich nun herausgestellt hatte, daß die Coniferen sich ganz wie Liquidambar verhielten, lag die Vermutung nahe, daß die Bildung des Harzflusses bei den Pflanzen überhaupt nach einem einheitlichen Gesetze erfolgt, welches sowohl für die Gymnospermen wie für die Angiospermen gilt. Es blieb nunmehr zu untersuchen, ob sich die übrigen Angiospermen, bei denen wir Harzfluß beobachten, ebenso verhalten wie Liquidambar und die Coniferen.

Ich hatte bereits während meines Anfenthaltes in Indien (1888/89) eine Anzahl von Verwundungen an harzliefernden Bäumen unternommen, die mich über eine Reihe von Fragen, den Harzfluß bei den Angiospermen betreffend, vorläufig orientierten. Doch blieb noch vieles unklar. Ich habe daher vor einigen Jahren Herrn Prof. Treub gebeten, einige Versuche in Buitenzorg anzustellen und mir das Material zu senden. Mit gewohnter Liebenswürdigkeit und Bereitwilligkeit ist derselbe auf meine Wünsche eingegangen, hat die Versuche genau nach dem Programm durchgeführt und mir die verwundeten Zweige alsdann gesandt.

Das Programm enthielt folgende Punkte:

1. Als zu verwundende Pflanzen wurden bezeichnet: Styrax Benzoin Dryand. (liefert die Benzoë), Canarium commune L. (liefert das Manila-Elemi), Shorea stenoptera Burck (liefert ein Copal-Dammar), Toluifera Balsamum L. (liefert den Tolubalsam) und T. Pereirae Baillon (liefert den Perubalsam).

[1]) Jos. Moeller, Über Liquidambar und Storax. Zeitschr. d. allgem. österr. Apoth.-Ver. 34 (1896) S. 113. Ferner: Entstehung des Storax. Zeitschr. d. öst. Apothekerv. 1891 Nr. 29. Auch Intern. Mediz. Kongr. Moskau 1897 (Ber. in Pharm. Post. 1897 S. 455.)

2. Die Wunden wurden in folgender Art angebracht:

a) Fensterwunden. Entfernen größerer rechteckiger Rindenstücke bis an das Kambium.

b) Ringelungswunden. Entfernen eines ringförmigen Rindenstückes.

c) Schwelwunden. Anbrennen einer zirkumskripten Partie mittelst einer Flamme.

d) Kleinere Schnitt- und Kerbwunden, teils nur bis zum Holz, teils in dieses hinein.

Die verwundeten Zweige wurden etwa nach drei Monaten abgesägt und mir übersandt.

Von den für die Versuche ausgewählten Pflanzen enthält Styrax Benzoin Dryand., wie ich bereits früher festgestellt hatte,[1]) in keinem seiner Organe Sekretbehälter. Die Toluiferaarten enthalten zwar in der primären Rinde der Zweige schizogene Gänge, dieselben werden jedoch später mit der primären Rinde abgeworfen.

Canarium commune L. enthält in der Rinde und in den Siebteilen der markständigen Gefäßbündel Harzkanäle. Shorea stenoptera Burck. führt dergleichen im Mark.

Außer diesen Pflanzen wurde alsdann noch Liquidambar orientalis und styraciflua zum Vergleich herangezogen, von denen ich Material verwundeter Zweige Herrn Prof. Jos. Moeller verdanke, der ja die Verhältnisse bei dieser Gattung eingehend studiert und beschrieben hat.

Die Untersuchungen wurden von mir in Gemeinschaft mit Herrn Svendsen durchgeführt.[2])

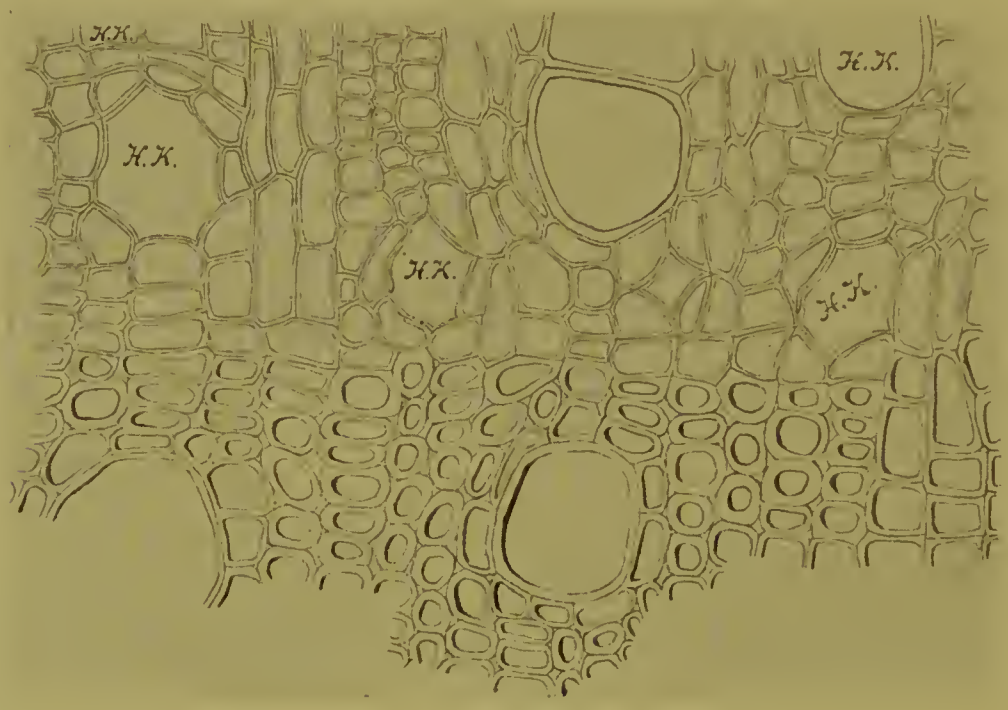
Styrax Benzoin. Der unverwundete Zweig enthielt weder in der Rinde noch im Holzkörper Sekretbehälter.

An einem Zweige von ca. 7 cm Durchmesser war durch eine Ringelungswunde ein 2.5 cm breiter Rindenstreifen abgelöst worden, sodaß der Holzkörper in der ganzen Ausdehnung der Wunde freigelegt war. An der Oberseite der Wunde hatte sich ein kräftiger Überwallungswulst gebildet, an der Unterseite derselben ein kleinerer. Dort, wo der Rindenwulst dick war, war auch viel Neuholz gebildet, an den anderen Stellen weniger. Das Neuholz war scharf gegen das Altholz abgegrenzt und führte reichlich Harzkanäle, die sich an einzelnen Stellen bis 5 cm von der Wunde entfernt verfolgen ließen. Im Neuholz war „Tracheïdalparenchym" gebildet, die Zellen waren wenig verdickt, die Markstrahlen undeutlich, das Tracheïdalparenchym zeigte alle Übergänge zwischen Parenchym mit wenig deutlichen Hoftüpfeln und sehr

[1]) Ber. d. Bot. Ges. 1890, p. 48.

[2]) Betreffs der Einzelheiten sei auf die Dissertation von Carl Joh. J. B. Svendsen, Über den Harzfluß bei den Dicotylen, speziell bei Styrax, Canarium, Shorea, Toluifera und Liquidambar verwiesen Bern 1905 mit zahlreichen Abbildungen.

kurzen Tracheïden mit kaum schräg gestellten Querwänden. Bisweilen traten auch Sclereïden auf. Stärke war reichlich vorhanden. Das Neuholz trug also den Charakter von „pathologischem Holz“. In diesem Gewebe hatten sich nun die Harzkanäle gebildet und zwar in der dem Altholz benachbarten Partie (Fig. 101). Die Harzkanäle waren in ihrer Anlage schizogen und zeigten im jüngsten Stadium eine deutliche resinogene Schicht. Der fertige Kanal ist im Querschnitt von ca. 5 –8 sezernierenden Zellen umgeben. Verhältnismäßig frühzeitig beginnt die lysigene Erweiterung der Kanäle, sodaß die Kanäle nun schizolysigen werden. Die Auflösung der Zellen erfolgt in der gleichen Weise, wie ich dies für die Rutaceen beschrieben habe. Bemerkenswert erscheint, daß aus der Membran, bevor sie sich löst, zunächst

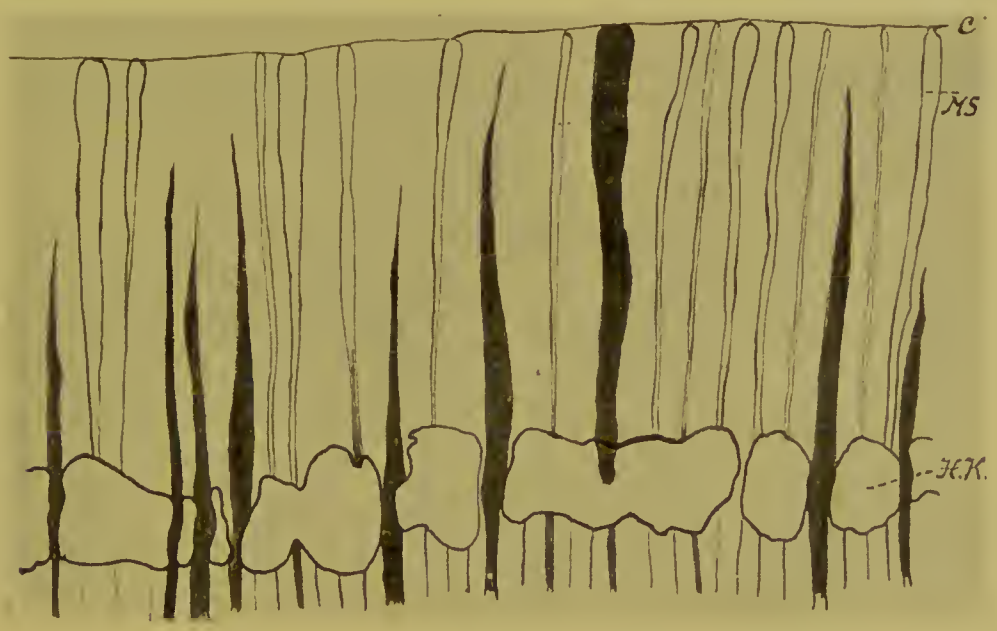


Figur 101.

Styrax Benzoin, Querschnitt etwa 5 cm oberhalb der Wunde. Entwicklung der Harzkanäle im Neuholz. Svendsen gez.

das sogenannte Lignin verschwindet. Die Membranen der die Harzlücken umgebenden Zellen reagieren daher nicht auf Phloroglucinsalzsäure. Die Kanäle erweitern sich schließlich so stark, daß sie von Markstrahl zu Markstrahl reichen, ja häufig werden sogar die Markstrahlen ergriffen (Fig. 102); die Auflösung beginnt bei diesen an den keilförmigen Enden. Oft ragen, wenn der Kanal über mehrere Markstrahlen hin sich erstreckt, die Reste der Markstrahlzellen von den entgegengesetzten Seiten des Kanals in diesen hinein. In der Nähe der Wunde sind die Kanäle am größten. An den Stellen, wo der Überwallungswulst am dicksten ist, sind zwei Reihen von Kanälen gebildet, die aber nicht untereinander kommunizieren. Der Überwallungswulst liegt dem Altholz nicht fest auf, sondern es befindet sich zwischen beiden eine Spalte. In diese münden die Harzkanäle des Neuholzes und ergießen von hier aus ihren Inhalt über die Wundfläche. Der der Rinde benachbarte Teil des Neuholzes pflegt keine Kanäle zu enthalten, zeigt aber oft Maserbildung.

Die Kanäle, welche über der Wunde liegen, stehen mit der Wundfläche durch den Spalt zwischen Überwallungswulst und Altholz in offener Kommunikation. Sie stehen aber auch untereinander in Verbindung. Denn, wie ein Tangentialschnitt lehrt, bilden alle Kanäle schließlich ein reich verzweigtes anastomosierendes Netz, in dem die Markstrahlen oder Markstrahlreste wie Inseln liegen. Auch die Kanäle unterhalb der Wunde münden auf die Wundfläche, aber begreiflicherweise ist hier der Balsamaustritt ein geringerer, erstlich da unterhalb der Wunde weniger Harzbehälter liegen und ferner der Balsam hier nur dann austritt, wenn er herausgepreßt wird, während er aus dem Kanalnetz oberhalb der Wunde einfach ausfließt, der eigenen Schwere folgend. Aber auch an den Seitenrändern der Wunden kann



Figur 102.

Styrax Benzoin, Querschnitt durch das Neuholz am oberen Rande des Überwallungswulstes. Die schwarzgehaltenen Markstrahlen sind die des Altholzes. HK. Harzkanalreihe. Svendsen gez.

wegen der reichen Anastomosen Balsam austreten. Er wird aber hier nur an einzelnen Stellen in Form von Tröpfchen austreten, während er von oben her als breiter Strom die Wunde überflutet und von unten her als schmaler Streifen hervorquillt. Die Beobachtung lehrt, daß dies in der Tat sich so verhält.

Auch in der Rinde, besonders im äußeren Teile derselben, finden sich Harzlücken. Dieselben stehen nicht selten durch in den Markstrahlen verlaufende Radialspalten mit den Kanälen des Neuholzes in Verbindung und zwar mit der größten und in der Erweiterung am meisten vorgeschrittenen. Die radialen Verbindungskanäle entstehen ebenfalls zunächst durch Auseinanderweichen benachbarter Zellen, also schizogen, erweitern sich aber ebenfalls lysigen. Sie setzen sich über das Kambium hin, wo sie ziemlich schmal sind, in die Rinde fort und erreichen, die sekundäre Rinde durchsetzend, die äußere Grenze derselben. Besonders hier entstehen die Rindenlücken. Diese sind meist keilförmig, mehr hoch als breit. Ihre Bildung beginnt in den Markstrahlen (Rindenstrahlen). Allmählich wird aber

das ganze umgebende Gewebe ergriffen, sogar die mechanischen Elemente, wie ich dies schon früher beschrieben habe.[1])

Die Bildung der Rindenlücken wird also gewissermaßen vom Holz her angeregt, wenn in diesem die Resinose weit vorgeschritten ist.

Je weiter man sich von der Wundstelle entfernt, um so seltener werden die Kanäle und auch das Tracheïdalparenchym geht allmählich durch zahlreiche Zwischenformen in normales Holz über. Diese Rückkehr zur Normale erfolgt unterhalb der Wunde rascher als oberhalb derselben.

Der Zweig, an dem sich eine „Fensterwunde" befand, verhielt sich im großen und ganzen gleich, ebenso ein solcher, aus dem ein keilförmiges Stück herausgeschnitten worden war.

Die vorstehenden Untersuchungen wurden dann noch an Harzstücken der Droge kontrolliert, denen Gewebsreste anhingen. Man findet nämlich in der Siambenzoë des Handels — selten bei der in Tränen, fast regelmäßig bei der in Platten — anhängende, fest mit dem Harz verklebte und vom Harz durchtränkte Gewebsreste. Die Tränen werden nämlich von der Wundfläche abgelöst, während die Platten aus der Rinde und zwischen Rinde und Altholz herausgelöst werden.

Von zwölf beiderseits mit Gewebsresten bedeckten Harzstücken waren sieben beiderseits mit Rinde, zwei beiderseits mit Holz und drei einerseits mit Rinde, andererseits mit Holz bedeckt. Von siebenundzwanzig einseitig mit Gewebsresten bedeckten Harzstücken waren neunzehn mit Rinde, acht mit Holz bedeckt. Ähnliche von mir schon früher gemachte Beobachtungen hatten mich damals zu dem Schlusse geführt,[2]) daß die Benzoë vornehmlich in der Rinde entstehen müsse.

In allen Fällen ließ sich feststellen, daß das Harz in den Geweben gebildet war, zwischen deren Resten es lag, denn die das Harz unmittelbar umgebenden Zellen zeigten die Auflösungserscheinungen und die Reaktionen ihrer Wände, von denen oben die Rede war. Anatomisch stimmten die Gewebe ganz mit denen von Styrax Benzoin Dr. aus Buitenzorg überein. Um das sehr brüchige Gewebe schneidbar zu machen, wurden die mit Ätheralkohol entharzten Stücke an der Wasserstrahlpumpe mit verdünntem Glyzerin injiziert.

Die Untersuchung des Drogenmateriales ergab vollständige Übereinstimmung mit den oben beschriebenen Untersuchungen in Buitenzorg verwundeter Zweige, sodaß, da die Droge aus Siam, das Buitenzorger Material aber von aus Sumatra stammenden Pflanzen herrührte, nunmehr erwiesen ist, daß die Bildung der Siam- und der Sumatrabenzoë in gleicher Weise vor sich geht.

Canarium commune L. In der primären Rinde der Zweige liegen in Ausbuchtungen von Bastzellgruppen große schizogene Sekretbehälter, kleinere in der sekundären Rinde. Gleichgebaute Harzgänge finden sich auch im Siebteil der markständigen Bündel. Die Kanäle sind hie und da lysigen erweitert. Das Holz enthält keine Sekretbehälter.[3])

[1]) Über die Entwicklungsgeschichte einiger Sekretbehälter und die Genesis ihrer Sekrete. Ber. d. bot. Ges. 1888, p. 2; vgl. auch Wiesner, Mikroskop. Untersuch. p. 89. und Rohstoffe. 2. Aufl., p. 331.

[2]) Ber. d. bot. Ges. 1888, p. 10.

[3]) Auch von Bursera Delpechiana u. and. Burseraarten wird angegeben (Hartwich, Neue Arzneidrogen, S. 75), daß das gesunde Holz geruchlos ist und sich das Sekret nur in abgebrochenen und von Insekten angenagten Zweigen bildet.

Von einem ca. 6 cm dicken Zweige war ein ca. 5 cm breiter Rindenstreifen entfernt worden. Das Zweigstück wurde 112 Tage nach der Verwundung abgeschnitten. Oberhalb der Wunde hatte sich ein fast zentimeterdicker sehr regelmäßiger Überwallungswulst gebildet. Unter dem Überwallungswulst war Harzfluß zu bemerken. Unterhalb der Wunde war der Überwallungswulst kleiner, der Harzfluß geringer.

Im inneren Teile des nach der Verwundung gebildeten Neuholzes lag ein einfacher Kreis von Sekretbehältern, eingebettet in eine breite Parenchymzone, deren Zellen fast reinen Parenchymcharakter besaßen und kaum zum Tracheïdalparenchym gerechnet werden können. Die Zone war etwa 12 Zellen breit. Nach außen ging sie in fast normales Holz über. Doch waren die Elemente des Neuholzes durchweg kürzer.

Die Sekretbehälter werden schizogen angelegt und erweitern sich lysigen zu oft beträchtlichen Lücken. Sie bilden auch hier ein anastomosierendes Netz und münden in den Spalt zwischen Überwallungswulst und Altholz.

Die Rinde zeigte keine Veränderungen, selbst die Sekretbehälter waren unverändert geblieben, neue nicht angelegt.

Im Überwallungswulst des Holzes war Maserbildung zu bemerken.

Auch hier bei Canarium zeigte es sich, daß der Wundreiz sich viel stärker in der oberhalb der Wunde liegenden Partie bemerkbar macht als in den unterhalb derselben liegenden. Die Kanäle verschwinden früher, bleiben kleiner und ihre Zahl ist geringer, das Neuholz weicht in seinem Bau weniger vom Altholz ab, der Überwallungswulst zeigt schwächere Maserbildung.

Ein Zweigstück war durch „Anschwelen“ verwundet. Die Rinde war außen rissig und verkohlt, aber an keiner Stelle vom Aste abgelöst. Harzfluß war nicht eingetreten. Unter der geschwelten Rindenstelle war das Holz dunkel gefärbt, das Kambium war abgestorben. Das Neuholz zeigte wenig Abnormes, Kanäle waren nicht gebildet. Doch zeigten die Gefäße des Neuholzes sowie auch des benachbarten Altholzes Thyllenverschluß, der bei Canarium überhaupt den sonst so verbreiteten Gummiverschluß ersetzt. Nur in der unmittelbaren Nähe der Wunde fand sich Tracheidalparenchym.

Auch bei einer Kerbschnittwunde wurden keine Harzkanäle im Neuholz gefunden, obwohl auch hier Tracheïdalparenchym auftrat. Doch waren „Harzgallen“ in verschiedenen Entwicklungsstadien zu bemerken. Dieselben zeigten ganz die gleiche Entwicklungsgeschichte und das gleiche Verhalten wie die Harzgallen von Pinus.[1])

Aus vorstehend skizziertem Verhalten ergibt sich, daß bei Canarium commune nur bei großen Wunden Harzfluß eintritt.

Shorea stenoptera Burck. Schizogene Sekretbehälter finden sich im Mark und im Zentrum der Blattspurstränge, sowie bei älteren Zweigen auch im Holzkörper und zwar in den Holzparenchymbändern.

Die verwundeten Stücke zeigten Fensterwunden, Kerb- und Schwelwunden. Die Zweige waren 110 Tage nach der Verwundung geschnitten worden.

Die Fensterwunde war ca. 20 cm² groß. Rings um dieselbe hatten sich Überwallungswülste gebildet. Am stärksten war der obere Wulst, geringer die

[1]) Vgl. S. 1194.

Seitenwülste, am geringsten der Basalwulst. Harzfluß war reichlich, besonders oben eingetreten.

In der Nähe der Wunde war im Neuholz Tracheïdalparenchym und im demselben eine Reihe Harzbehälter gebildet, die um so kleiner waren, je weiter sie von der Wunde entfernt lagen. In der Wundnähe waren sie groß und lysigen erweitert. Auch das Tracheïdalparenchym wird allmählich schmäler, wenn man sich von der Wunde entfernt. Oberhalb der Wunde sind noch 4 cm von der Wundstelle entfernt Harzkanäle um $^3/_4$ des Zweigumfanges nachzuweisen, im letzten, der Wunde abgekehrten Viertel fehlen sie. Unterhalb der Wunde findet man sie fast nur noch an der der Wundstelle entsprechenden Partie des Zweigquerschnittes.

Auch die Wundfläche zeigte einige Harztröpfchen. Dieselben entstammten horizontalstreichenden, zu den Blattspuren führenden Radialkanälen, waren also primärer Harzfluß. Die Kanäle, welche diese Tröpfchen geliefert hatten, waren durch Thyllen verschlossen, die durch Auswachsen von Sezernierungszellen zustande kommen, wie ich dies schon früher bei Balsamea Myrrha beschrieben habe.[1])

Im Altholz tritt reichlich Thyllenbildung in den Gefäßen ein. Die Rinde zeigt keine Veränderung.

Bei kleineren Wunden wurden im Wundholze keine Sekretbehälter gebildet. Auch bei einer Schwelung, bei der die Rinde erhalten blieb, waren solche nicht zu bemerken, wohl aber Tracheïdalparenchym und kurze, abnorme Holzelemente.

Toluifera Pereirae Baill. und T. Balsamum L. Der anatomische Bau der Achsenorgane dieser beiden Pflanzen stimmt vollständig überein. Bei jungen Zweigen finden sich kleine schizogene Sekretbehälter in der primären Rinde. Aber schon bei einem 6 mm dicken Zweige sind dieselben gewöhnlich samt der primären Rinde durch Borkenbildung abgestoßen. Doch kommt es auch vor, daß sie noch bei 4 cm dicken Ästen erhalten sind. In der sekundären Rinde, im Holz und Mark fehlen die Sekretbehälter ganz. Daß der Balsam ein rein pathologisches Produkt sein muß, habe ich schon früher auf Grund chemischer und mikroskopischer Untersuchungen hervorgehoben.[2])

Leider lagen von diesem Material nur Stücke vor, die verhältnismäßig kleine Wunden (Ringelung, Kerbschnitt, Kreuzschnitt) erhalten hatten. Bei keinem derselben war Bildung von Kanälen im Wundholz und dementsprechend Harzfluß zu beobachten. Keines der Stücke war geschwelt worden. Und so läßt sich leider nicht sagen, ob Toluifera dem Gesetze folgt. Ich zweifle übrigens nicht daran, daß auch hier die Verhältnisse ähnlich liegen werden, wenn große Wunden (ähnlich wie bei der Tolubalsamgewinnung) hergestellt oder gar kräftiges Schwelen angewandt und tiefgreifende Verletzungen (wie bei der Perubalsamgewinnung) angebracht werden. Denn bei kleinen Wunden sehen wir ja auch bei Canarium und Shorea die Kanalbildung unterbleiben.

Liquidambar orientalis und styraciflua. Beide Pflanzen zeigen im Bau des Stammes keine Unterschiede. Sie führen nur im Mark schizogene Harzkanäle.[3])

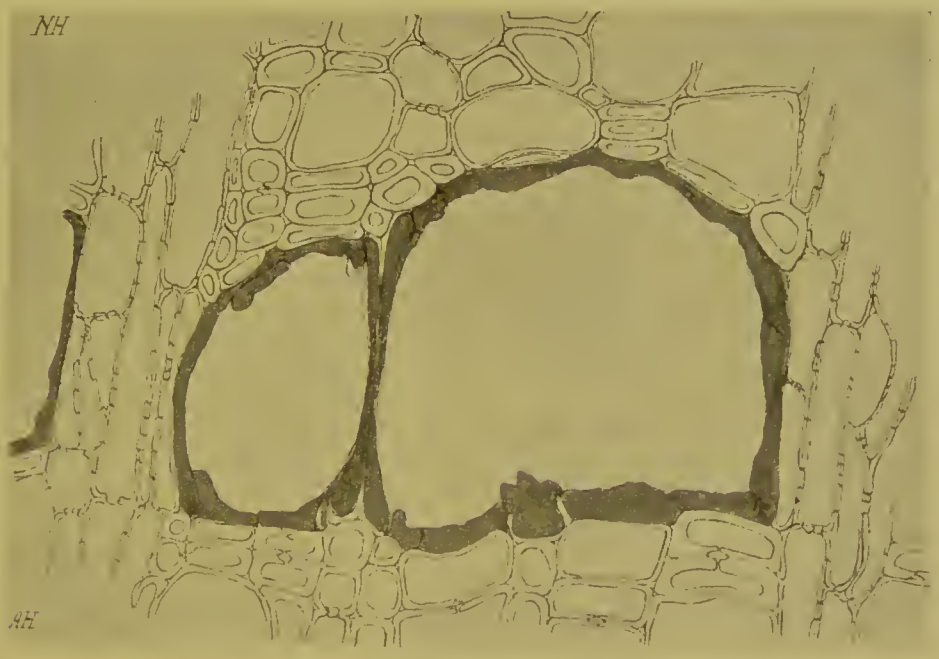
[1]) Angewandte Pflanzenanatomie p. 481 Fig. 565.

[2]) Tschirch und Trog, Studien über den Perubalsam und seine Entstehung. Arch. d. Ph. 1894 p. 93.

[3]) Vgl. auch Moeller a. a. O.

Das untersuchte Material verdanke ich Herrn Prof. Moeller. Wir suchten namentlich noch einige ergänzende Fragen zu lösen, da bereits von Moeller die Grundfrage dahin beantwortet worden war, daß bei Verletzungen pathologische Harzkanäle im Neuholz entstehen. Wir haben besonders den Fragen: wie entstehen und erweitern sich die Kanäle? — wie ergießt sich der Balsam über die Wundfläche? — und stehen die Kanäle in Kommunikation untereinander? — unsere Aufmerksamkeit geschenkt.

Von Liquidambar styraciflua lagen Stücke vor, die von dem verwundeten Stamme in der nächsten Nähe der „Gürtelung" losgelöst waren und deutlichen Harzfluß zeigten.



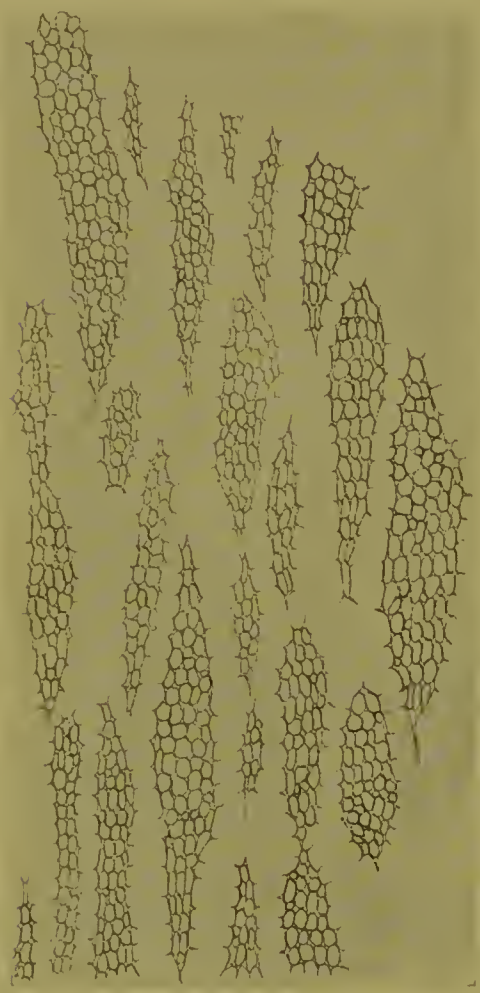
Figur 103.

Liquidambar styraciflua, Sukzessive Stadien der lysigenen Erweiterung der Kanäle. AH. Altholz. NH. Pathologisches Neuholz. Querschnitt. Svendsen gez.

Von Liquidambar orientalis lag ein Zweigstück von 4 cm Durchmesser vor mit einer 4 : 3 cm messenden Fensterwunde. Am oberen Teile der Wunde war ein Überwallungswulst gebildet. Unterhalb desselben war Harzfluß zu bemerken.

Liquidambar styraciflua. Hier führt der Wundreiz zu sehr ausgiebiger Harzkanalbildung. In der Nähe der Wunde lagen im Neuholz drei konzentrische Reihen von Harzkanälen. Am entgegengesetzten Ende war aber nur eine zu sehen. Die Kanäle entstehen auch hier in einer schmalen Zone von Tracheïdalparenchym, wie dies bereits Moeller beschreibt. Die Kanäle zeigen sehr schön die „resinogene Schicht", die leicht identifiziert werden konnte, auch noch schön zum Quellen und Kontrahieren gebracht werden konnte. Auch die lysigene Erweiterung ist hier sehr gut zu verfolgen. (Fig. 103.) Sie erfolgt etwa in der Weise wie bei den Anacardiaceen und beginnt mit einem Vakuoligwerden des Zellinhalts und einer Verschleimung der Zwischenwand, die zur Herauslösung der Zellen führt. Übrigens werden

bei der lysigenen Erweiterung schließlich auch die Markstrahlen ergriffen und zwar zunächst an ihren Enden, bisweilen aber auch an den Seiten. Auch hier wird der Zellinhalt zunächst vakuolig. Schließlich ragen die Reste der Markstrahlen in die Harzlücke zapfenartig hinein. An guten Tangentialschnitten durch die kanalführende Zone läßt sich auch leicht die von Moeller als fraglich hingestellte Kommunikation der Harzkanäle feststellen. Sie bilden ein reichanastomosierendes Netz (Fig. 104), wie dies von uns auch für die übrigen Pflanzen mit Harzfluß nachgewiesen war.



Figur 104.
Liquidambar styraciflua.
Tangentialer Längsschnitt durch die kanalführende Zone des Neuholzes.
Svendsen gez.

Ob die Rinde sich, etwa in der Weise wie bei Styrax Benzoin, in späteren Stadien der Entwicklung an der Harzproduktion beteiligt, ließ sich an dem Materiale, das zu früh vom Stamme gelöst war, nicht entscheiden. Durch mechanisches Zerreißen des Rindengewebes gelangt bisweilen etwas Balsam an die Oberfläche der Rinde, Kanäle waren aber nicht zu beobachten. Doch deuten Moellers Beobachtungen an Drogenmaterial darauf, daß auch hier radial verlaufende Verbindungen der Harzkanalschicht mit der Rinde und in dieser Harzlücken vorkommen können. Dieselben treten aber offenbar erst in späteren Stadien auf.

Der Erguß des Balsams über die Wundfläche erfolgt ganz wie bei Styrax Benzoin. Das Kanalsystem steht mit der Spalte zwischen Überwallungswulst und Altholz in offener Kommunikation.

Liquidambar orientalis. Von dieser Pflanze lag nur Material der jüngeren Entwicklungsstadien vor. Die Verhältnisse lagen genau so wie bei L. styraciflua, nur waren die Zellen des Neuholzes kleiner und auch die Harzkanäle zeigten einen geringeren Durchmesser.

Somit ist nunmehr erwiesen, daß es ein einheitliches Gesetz für den Harzfluß gibt, welches sowohl für die Gymnospermen wie die Angiospermen gilt. Der primäre Harzfluß ist scharf von dem sekundären, dem eigentlichen Harzfluß zu trennen. Er ist selten ergiebig[1]) und erfolgt stets unmittelbar nach der

[1]) Ergiebig ist der primäre Harzfluß dort, wo (wie bei Copaifera, Daniella) ein reichverzweigtes Netz normaler Kanäle vorhanden ist und bei den Milchröhrenpflanzen.

Verletzung. Er stellt den Harzaustritt aus den normalen Kanälen dar, die bei jeder Verletzung, die ihre Wand trifft, ihren Inhalt ausfließen lassen. Nur verhältnismäßig wenige Harzsekrete sind Produkte des primären Harzflusses, z. B. Mastix, Sandarac, Straßburger Terpentin. Er wird stets ganz unterbleiben bei Pflanzen, die keine Sekretbehälter enthalten, z. B. Styrax Benzoin, und bei den anderen abhängig sein von der Zahl der vorhandenen und der durch den Schnitt getroffenen Kanäle, sowie auch von ihrem Durchmesser und ihrer Länge. Viel ergiebiger ist der sekundäre Harzfluß. Für diesen allein muß das Wort Harzfluß reserviert werden, denn nur hier handelt es sich um einen „Fluß", um ein andauerndes Fließen. Er setzt erst einige Zeit nach der Verletzung ein und ist in seiner Ergiebigkeit im allgemeinen abhängig von der Größe der der Wunde. Infolge des Wundreizes entsteht ein pathologisches Neuholz und in diesem bilden sich schizolysigene Harzkanäle oft in sehr großer Zahl in einer oder mehreren konzentrierten Reihen. Diese meist in einer Zone von pathologischem Tracheïdalparenchym gebildeten Kanäle entstehen auch bei den Pflanzen, die sonst im Holze keine Harzkanäle (Abies, Liquidambar), ja sogar bei denen, die überhaupt keine Sekretbehälter enthalten (Styrax Benzoin). Wo Harzkanäle vorhanden sind, beteiligen sich dieselben nicht am Harzfluß. Die pathologischen Kanäle bilden ein meist reichverzweigtes anastomosierendes Netz, das in offener Kommunikation steht mit dem Spalte zwischen Überwallungswulst und Altholz.

Der Wundreiz äußert seine Wirkung nur ein Stück weit, welches Stück wohl bei den einzelnen Pflanzen verschieden ist. Jedenfalls reicht die Wirkung des Wundreizes einige Zentimeter. Außerhalb der Zone des Wundreizes werden keine pathologischen Kanäle und schließlich auch kein Tracheïdalparenchym gebildet. Das Neuholz zeigt normale Beschaffenheit. Der Wundreiz äußert seine Wirkung stärker oberhalb der Wunde wie unterhalb und an den Seiten. Oberhalb der Wunde ist die Bildung von pathologischem, Harzkanäle führendem Neuholz viel weiter hinauf zu verfolgen wie z. B. nach unten. Oft zeigt die der Wunde abgekehrte Seite des Stammquerschnittes gar keine Kanäle mehr. Die Rinde beteiligt sich nur selten und nur bei einigen Pflanzen in vorgerückteren Stadien des Harzflusses an der pathologischen Harzproduktion. Für gewöhnlich deckt das pathologische Neuholz den ganzen Bedarf.

Da der Harzfluß Folge eines Wundreizes ist, so wird er vermehrt werden können, wenn die Verwundungen wiederholt werden, also ein neuer Reiz geschaffen wird. Eine solche Wiederholung an

77*

der gleichen Stelle wird zudem die etwa verstopften Kanalmündungen von neuem öffnen. Deshalb darf das im Departement des Landes geübte Harzungsverfahren der Seestrandkiefer und das in Amerika übliche an Pinus palustris, bei denen die Wunde nach oben hin vergrößert, also über Jahre hinaus offen gehalten wird, als besonders rationell bezeichnet werden.

Trifft man irgendwo im normalen Holze Reihen von Harzkanälen an Stellen, wo sonst normalerweise keine Kanäle liegen, so kann man mit Sicherheit darauf schließen, daß in der Nähe dieser Stelle eine Wunde liegt oder lag.

Daß der ausfließende Harzbalsam physiologisch betrachtet als „Wundbalsam“ bezeichnet werden muß, unterliegt keinem Zweifel. Er stellt eine Form des Wundverschlusses dar. Ebenso ist der Vergleich des Wundbalsams mit dem Eiter zutreffend. Wie denn überhaupt auch die Art der Wundheilung bei Tieren und Pflanzen manches Übereinstimmende zeigt. Daß Harze unter Umständen Wundschutzmittel sein können, hat übrigens bereits de Vries[1]) ausgesprochen.

* * *

Zum Schlusse noch einige Worte über die Stammpflanzen einiger der behandelten Harzprodukte. Wir begegnen hier drei Paaren.

1. Die Stammpflanze der Siambenzoë, angeblich Styrax Benzoin Dr. oder eine verwandte Art.
   Die Stammpflanze der Sumatrabenzoë, sicher Styrax Benzoin Dr.
2. Die Stammpflanze des Perubalsams, Toluifera Pereirae Klotzsch (Baillon).
   Die Stammpflanze des Tolubalsams, T. Balsamum L.
3. Die Stammpflanze des orientalischen Styrax, Liquidambar orientalis Miller.
   Die Stammpflanze der amerikanischen Sweet gum, L. styraciflua L.

Durchmustert man die Literatur, so findet man, daß die Unterscheidung der beiden zu einem Paare gehörigen Pflanzen auf ziemlich schwachen Füßen steht[2])

[1]) Maandbl. vor Naturwet, X. 1880.

[2]) So bemerkt Schumann in Berg-Schmidts Atlas der offizinellen Pflanzen: „Nach einem äußeren Merkmale ist der orientalische Storaxbaum von dem amerikanischen (Liquidambar styraciflua) zuweilen nur sehr schwer zu unterscheiden“, und über den Peru- und Tolubalsambaum: „Wenn es auch keine Schwierigkeiten macht, den Peru- und Tolubalsambaum zu unterscheiden nach den typischen Exemplaren — —, so wird es in gewissen Fällen keineswegs leicht sein, ein Urteil über getrocknete Exemplare abzugeben. Baillon hat deswegen auch beide Arten vereinigt, indem er Toluifera Pereirae als Varietät des Tolubalsambaumes betrachtet.“ „Die Verschiedenheit der Balsame spricht doch auch sehr stark für die Wahrung der spezifischen Differenz. Sollte sich indes herausstellen, daß das Produkt seine andere Natur nur der Verschiedenheit in der Gewinnung verdankt, so wird der Gedanke an eine Verbindung beider Arten mehr Gewicht erhalten.“ Die Stammpflanze der Siambenzoë ist nach Erkundigungen, die ich in Siam einzog (bei dem Direktor des siam. Museums in Bangkok, Dr. Haase), Styrax Benzoin Dryand. Die Sumatrabenzoë wird, wie ich in Indien feststellte, sicher von Styrax Benzoin gesammelt.

und daß einige Autoren sie zusammenziehen. Als Hauptgrund für die Trennung der Arten wird stets die Verschiedenheit der Harzprodukte angegeben. Ich habe nun (s. oben S. 197, 208, 217, 239) einläßliche Untersuchungen über diese Harzprodukte angestellt und gefunden, daß diese Verschiedenheit eine geringe ist. Am größten ist sie bei der Siam- und Sumatrabenzoë,[1]) von denen die erstere nur Benzoësäure, die zweite neben Benzoësäure auch Zimtsäure produziert; auch die Tannole weichen voneinander ab und einige der aromatischen Ester der Sumatrabenzoë fehlen der Siambenzoë oder sind in geringerer Menge darin enthalten. Viel größer ist schon die Übereinstimmung zwischen dem orientalischen Styrax und dem Sweet gum.,[2]) die nur im Resinol etwas differieren, und zwischen Tolu- und Perubalsam[3]) besteht überhaupt, was die Bestandteile betrifft, mit einziger Ausnahme des Tannols gar kein Unterschied, nur die relativen Mengenverhältnisse differieren. Aber selbst wenn die Harzprodukte viel stärker differierten, scheint mir darin noch kein Grund zu liegen, die Pflanzen deshalb botanisch zu trennen.

Ich glaube, man hat einer im Pflanzenreiche vielleicht weitverbreiteten Erscheinung bisher nicht die genügende Aufmerksamkeit gewidmet. Ich meine den Begriff der physiologischen Varietät. Daß Cannabis indica im botanischen Sinne nicht spezifisch verschieden ist von Cannabis sativa ist eine ausgemachte Sache, und doch liefern sie beide chemisch verschiedene Produkte. Ähnlich verhält es sich mit der süßen und bitteren Mandel. Sollte nun nicht das Gleiche auch bei den oben erwähnten Pflanzen der Fall sein?

Ich stelle die Frage zur Diskussion, ob nicht der Baum der Siambenzoë nur eine physiologische Varietät des Baumes ist, der die Sumatrabenzoë liefert, der Perubalsambaum nur eine physiologische Varietät des Tolubalsambaumes und Liquidambar styraciflua nur eine solche von L. orientalis.

Gewisse Differenzen in den Harzprodukten mögen übrigens auch auf die verschiedene Art der Gewinnung zurückzuführen sein, denn es ist natürlich nicht gleichgiltig ob ein Baum stark oder schwach verwundet, ob er nur durch Einschnitte verletzt (Tolubalsambaum) oder geklopft und gesehwelt wird (Perubalsambaum). Ob ehemische Unterschiede zwischen den nach verschiedener Methode von der gleichen Art gewonnenen Harzprodukten wirklich bestehen, werde ich durch Versuche zu ermitteln suchen.

Beim Gummifluß scheinen ähnliche Verhältnisse wie beim Harzfluß zu bestehen, denn nach Beijerink und Rant[4]) entstehen bei den Amygdalaceen die Gummibehälter infolge von Wundreiz und entspringen stets dem Cambium.

---

[1]) Tschirch und Lüdy, Studien über die Sumatrabenzoë, Arch. d. Ph. 1893 S. 43, und Studien über die Siambenzoë, ebenda S. 461.

[2]) Tschirch und van Itallie, Über den orientalischen Styrax, Arch. d. Pharm. 1901 S. 506, und Über den amerikanischen Styrax, ebenda S. 532.

[3]) Tschirch und Trog, Studien über den Perubalsam und seine Entstehung. Arch. d. Pharm. 1894 S. 70. — Tschirch und Oberländer, Über den Tolubalsam. Arch. d. Pharm. 1894 S. 559.

[4]) Wundreiz, Parasitismus und Gummifluß. Zentralbl. f. Bact. II XV. 1905 S. 366, Botan. Zentralbl. XXVII 1906. S. 221.

X.

Überwallungsharze. Einfluß von Frost und pflanzlichen Parasiten. Verkienung. Verschluß der Sekretbehälter durch Thyllen. Sekrete in Gefäßen.

Über die Bildung der Überwallungsharze der Coniferen, deren chemische Eigenschaften, wie Bamberger zeigte, so außerordentlich von den übrigen Coniferenharzen abweichen (vgl. S. 619), wissen wir wenig.

Der Name wurde von Wiesner[1]) eingeführt und derselbe bemerkt nur: „Das Überwallungsharz bildet auf dem Narbengewebe der angeharzten oder zufällig verwundeten Schwarzföhren dünne Krusten, stellenweise dicke bis walnußgroße Knollen. Ein Produkt jenes Narbengewebes, aus welchem die Überwallungen bestehen, hat es nicht nur eine andere Entstehung, sondern auch ganz andere Eigenschaften als das gewöhnliche Schwarzföhrenharz". Wiesner teilt jedoch nicht mit, worin diese andere Entstehungsart besteht.

Außer Verwundung können nun aber auch Frost oder pflanzliche Parasiten auf die Harzbildung resp. auf die Entstehung und Entwicklung von Harzbehältern Einfluß haben. Anderson[2]) hat diese Verhältnisse studiert und kommt zu folgenden Resultaten:

Bei Frosterscheinungen. Jahresringe der Kiefer und Fichte, die mit einem oder mehreren Frostringen versehen sind, enthalten im Querschnitte immer weniger Harzkanäle pro qmm, als die normalen Jahresringe, weil die die innere Hälfte und den Frostring enthaltende Zone des Jahrringes überhaupt weniger Harzkanäle enthält wie die innere Hälfte des normalen Jahrringes.

Bildet sich durch Frosterscheinungen an einer Seite eines Triebes regulatorisches Gewebe oder sogenanntes Rotholz, dann enthält die Seite mit Rotholz im Querschnitt immer weniger vertikale Harzkanäle als die gegenüber liegende Seite ohne Rotholz.

Rotholz enthält überhaupt weniger vertikale Harzkanäle wie normales Holz.

Bei Tannen-Hexenbesen (Aecidium elatinum). Die Harzkanäle der kranken Knospenschuppe sind regelmäßiger gebaut, im Durchmesser entweder abnorm groß oder klein und mit weniger und unregelmäßigen Epithelzellen wie die gesunden Harzkanäle versehen.

[1]) Die technisch verwendeten Gummiarten, Harze u. Balsame, Erlangen 1869, S. 114. In den Rohstoffen (1900) bemerkt Wiesner ebenfalls nur, daß es „aus dem bei der Überwallung verletzter Stämme und Äste der Coniferen gebildeten Narbengewebe (Wundgewebe)" hervorgehe.

[2]) Über abnorme Bildung von Harzbehältern und andere zugleich auftretende anatomische Veränderungen im Holze erkrankter Coniferen. Dissertation. München 1896.

In kranken Knospenschuppen verbreitet sich das Pilzmycel im ganzen Schuppengewebe mit Ausnahme der freien Harzkanalräume und den den Harzkanal umgebenden Epithelzellen.

In Hexenbesen-Vegetationskegeln, die noch lebendig sind, finden wir in ihren Vegetationskuppen sowohl als in ihren Blattanlagen im Winterzustande keine Harzkanäle und kein Pilzmycel.

In kranken Hexenbesentrieben werden im Frühjahre Harzkanäle früher in der Rinde, wie bei gesunden Trieben angelegt und sind von Anfang an in größerer Anzahl vorhanden.

In der Rinde der Hexenbesenbeulen kann es durch Wachstumsunregelmäßigkeiten und durch das Absterben der primären Rinde schon im ersten Jahre nach der Infektion dazu kommen, daß die Harzkanal-Kommunikation zwischen dem über der Hexenbesenbeule liegenden kranken Teile des Zweiges und den unteren gesunden Rindenteilen geschlossen ist. In dem Bastteile oder der sekundären Rinde finden wir niemals Harzkanäle.

In dem Holze der Hexenbesenbeule kommen in jedem Jahrringe von dem Infektionsjahre an immer abnorme Harzkanäle vor. Diese Harzkanäle haben in der Mitte der Beule ihren größten Durchmesser und sind dort in größerer Anzahl vorhanden.

Von der Mitte der Beule abwärts und aufwärts nimmt die Harzkanalzahl, der Querschnittsdurchmesser und die Zahl der Epithelzellen der Harzkanäle ab, bis zu beiden Enden der Beule, wo die meisten Harzkanäle der Hexenbesenbeulen enden.

Im Holze des unteren Endes der Hexenbesenbeulen sind alle Harzkanäle zugespitzt und haben ihre Endigungen zwischen dem kranken und gesunden Holze.

Im oberen Ende der Beulen sind alle diejenigen Harzkanäle auch zugespitzt die sich nicht in den kranken und gesunden Trieben oberhalb der Beule fortsetzen.

Mehrere von den im Holze der Hexenbesenbeulen vorhandenen Harzkanälen setzen sich weiter in den gesunden Trieben oberhalb der Hexenbesenbeule wie in den kranken fort.

Harzkanäle kommen gerade so oft in dem Holze von gesunden wie von kranken Trieben oberhalb der Hexenbesenbeule vor.

In Hexenbesenbeulen findet man meistens einen Ring von abnormen Harzkanälen entweder im Frühjahr- oder Herbstholz. Auch bilden sich nicht selten zwei Harzkanalringe, der eine im Frühjahr- und der andere im Sommer- oder Herbstholz. Vereinzelte Harzkanäle kommen vor.

In kranken und gesunden Trieben oberhalb der Hexenbesenbeule findet seltener eine Harzkanal-Ringbildung in dem Holze statt. Hier fanden sich die Kanäle mehr vereinzelt und meistens nur Herbstholz.

Bei Picea excelsa, Pinus Strobus und Larix japonica befallen von Agaricus melleus. Eine Vermehrung in der Zahl der vertikalen Harzkanäle findet in dem letzten und kranken Jahrringe in der ganzen Pflanze, im Stammteil sowohl als in den Ästen oberhalb des infizierten Wurzelstockes statt.

Mit der Zunahme der Krankheitserscheinung findet auch eine Zunahme in der Harzkanalzahl pro qmm im kranken Jahrringe der ganzen Pflanze oberhalb des Wurzelstockes statt.

Den größten Holzzuwachs des kranken Jahrringes findet man im oberen mit Blättern versehenen Teile der Pflanze. Von da abwärts nimmt die Breite des

kranken Jahrringes ab; mit der Abnahme der Jahrringbreiten aber nimmt die Harzkanalzahl pro qmm zu.

Bei Abies pectinata, befallen von Phoma abietina. Abnorme Harzkanäle treten nur im gesunden Holze oberhalb der eingeschnürten und kranken Partie des Astes auf.

Diese abnormen Harzkanäle sind denjenigen im Holze der Tannenhexenbesen ähnlich. Ihre Epithelzellen werden im ersten Jahre verdickt.

Bei Abies pectinata und Picea excelsa, befallen von Pestalozzia Hartigii. Bei Abies pectinata bilden sich abnorme Harzkanäle nur im gesunden Holze oberhalb der eingeschnürten und kranken Partie des Stengels.

Bei Picea excelsa bildet sich eine größere Anzahl von Harzkanälen im gesunden Holze oberhalb der eingeschnürten und kranken Partie des Stengels wie bei normalen Fichtenpflanzen.

Daß auch die Verkienung, d. h. die Durchtränkung der Membranen der Holzelemente mit Harz ein pathologischer Prozeß ist, ist mir nicht zweifelhaft.[1]) Ganz gesundes Holz zeigt die Erscheinung niemals. Sie setzt voraus, daß die Membranen relativ trocken, also einer Infiltration mit Harz zugänglich sind.

Die Verkienung ist entweder „leicht“ oder „schwer“.[2]) Im ersteren Falle erscheinen die verkienten Partien schwach, im letzteren stark fettglänzend. Aber es sind nur die Membranen, die dies Aussehen bedingen. Im Inhalte der Zellen findet sich kein Harz. Die gelb bis bräunlichgelb gefärbten Zellinhalte, die man bisweilen, besonders in der Nähe der Wunde selbst findet, sind „Schutzgummi“, d. h. sie gehören zu jenen Ausfüllungen der trachealen Elemente, die man in der Nähe von Wunden ganz regelmäßig findet. Diese Inhaltsmassen, deren Frank,[3]) Wigand[4]) und G. Kraus[5]) bei dem Kienholze Erwähnung tun, verhalten sich ganz wie das typische Wundgummi und sind, wie z. B. Nottberg fand, gänzlich unlöslich in Alkohol.

Wie die Verkienung der Membranen zustande kommt, ist nicht sicher bekannt. Sicher ist, daß die Verkienung bei der sehr harz-

[1]) Mayr (Das Harz der Nadelhölzer, S. 67) sah Verkienung eintreten bei Astbrüchen, Rindenbrand, Zopftrocknis, bei Pilzinvasion und nach dem Tode des Baumes bei feuchter Verwesung. Der Wurzel-Speckkien geht aus der Fäulnis verkienten Wurzelholzes hervor. Vgl. hierzu ferner E. Mer, De la formation du bois gras dans le Sapin et l'Epicéa Compt. rend. 1904 (1887) p. 527.

[2]) Nottberg, Harzgallen, Zeitschr. f. Pflanzenkrankh., 1897.

[3]) Krankheiten der Pflanzen, 1896, S. 41.

[4]) Pringsh. Jahrb. f. wissen. Bot. III, 165.

[5]) Mikrosk. Unters. über d. Bau lebender und vorweltlicher Nadelhölzer. Würzb. naturw. Zeit. V, S. 157.

reichen Kiefer am häufigsten auftritt, etwas weniger schon bei der Fichte, selten bei der Tanne. Erwiesen ist ferner, daß die schwere Verkienung ausnahmslos in der Nähe von Wunden vorkommt.[1]) Hier kann man also an eine direkte Infiltration der Membranen von der Wunde her durch das Wundharz denken. Nun beobachtet man aber merkwürdigerweise sehr häufig gerade an der von der Wunde abgekehrten Seite des Holzkörpers ohne jeden Zusammenhang mit der schweren Verkienung der Wundseite sog. „leichte" Verkienung. Wie diese zustande kommt, ist nicht ohne weiteres ersichtlich. An eine Infiltration von der Wunde her kann nicht gedacht werden. Vielleicht könnte man daran denken, daß auch in der von der Wunde abgekehrten Seite des Holzkörpers infolge der Verwundung eine Störung des Gleichgewichtes und infolgedessen Infiltration der Holzzellmembranen von den normalen Harzgängen her stattfindet. Oder ist etwa die Verkienung ein Prozeß, der gar nicht auf Infiltration beruht, sondern in der Membran selbst vor sich geht?

Sehr interessant ist die bei den Coniferen wohl zuerst von Mayr festgestellte Tatsache, daß die schizogenen Gänge im Holzkörper der Coniferen später durch Thyllen verschlossen werden, also z. B. im Kernholze vollständig außer Funktion gesetzt sind.[2]) Es erinnert dies an den Verschluß der Gefäße im Kernholz durch Thyllen oder Schutzgummi und den Verschluß der Siebröhren und ihrer Begleiter in der älteren Rinde durch Obliteration.

Die „Thyllen" sind hier nichts anderes als auswachsende sezernierende Zellen. Derartige Ausfüllungen sind von mir auch bei anderen Pflanzen konstatiert worden.[3])

Oft findet man die Angabe in der Literatur, daß Sekrete sich auch in Gefäßen finden.[4]) Wie sie dahin gelangen können, ist zunächst unklar. Oft dürfte es sich bei derartigen Befunden um „Schutzgummi" (S. 1180) oder „Schutzharz", „Kerngummi" oder „Kernharz" handeln.

[1]) Vgl. die Photographie zu Nottbergs Arbeit.

[2]) „Beim Übergange vom Splint zum Kernholze werden die Harzgänge durch Füllzellen (Thyllen) verstopft" (Mayr, a. a. O. S. 9).

[3]) Vgl. Tschirch, Angew. Anatom.; Conwentz, Monographie d. balt. Bernsteinbäume 1890, S. 48, dort sowie in den Ber. d. bot. Ges. auch die Literatur des Gegenstandes. Weitere Literatur in Küster, Patholog. Pflanzenanatomie.

[4]) Königsberger (bot. Zeit 1893, 1. S. 85) erwähnt solche z. B. in Gefäßen von Rheum.

XI.

Die Milchröhren.

Obwohl die Milchröhren nicht eigentlich zu den Sekretbehältern im engeren Sinne gehören, mögen sie doch hier eingefügt werden,[1]) da auch im chemischen Teile die Milchsäfte, die jetzt ganz überflüssigerweise auch in deutschen Publikationen mit dem aus der französischen Literatur herübergekommenen Worte „latex" bezeichnet werden, Aufnahme gefunden haben.

Bereits Theophrastos Eresios[2]) (371 v. Chr.) beobachtete, daß aus gewissen Pflanzen nach einer Verletzung ein milchiger Saft austrete. Der eigentliche Entdecker der Milchschläuche ist Martin Lister[3]) († 1711), welcher zahlreiche Untersuchungen über die Saftbewegung anstellte. M. Malpighi[4]) brachte dann zuerst anatomische Darstellungen dieser „eigenartigen Gefäße" (vasa propria), welche N. Grew[5]) in verschiedene Gruppen teilte und je nach ihrem Inhalte vasa lactifera, gummifera, resinifera und mucilaginifera nannte. Da diese Untersuchungen bei dem damaligen Stand der Forschungen nur morphologisch-anatomischer Art waren, so fand noch keine Trennung in eigentliche Milchsaftgefäße statt, sondern man faßte dieselben mit den Siebröhren und dem „Weichbast" unter dem allgemeinen Namen der „eigentümlichen Gefäße" zusammen. Moldenhauer[6]) untersuchte die Milchsaftschläuche von Musa und Chelidonium und die Milchzellen von Asclepias fruticosa, doch wurden letztere erst von Treviranus[7])

[1]) Ich folge bei der historischen Darstellung der Zusammenstellung, die Chimani auf meine Veranlassung gemacht hat: Unters. über Bau und Anordnung der Milchröhren unter bes. Berücksichtigung der Guttapercha und Kautschuk liefernden Pflanzen, Diss. Bern 1895 (auch Bot. Centralbl. 61 (1895).) Auch sei auf die vorzüglichen Darstellungen in De Barys Anatomie und Czapeks Biochemie (dort auch die Chemie d. Milchsäfte) verwiesen, sowie auf die Angaben in Solereders Systemat. Anatomie.

[2]) Theophrastus, Hist. pl IV. 4. VII. 7. IX. 10. (Übersetzt von Sprengel.)

[3]) Birch, hist. of roy. soc, No. 6, p. 79, No. 7, p. 90. Die erste Analyse eines Milchsaftes rührt von Chaptal her (1797). Sie betrifft Euphorbia Cyparissias.

[4]) Opera omnia figuris elegantissimis in aes incisis illustrata. I. II. 1686 Anatome plant. Lond. 1671.

[5]) The anatomy of Plants with an Idea of a Philosophical History of Plants. 1682. The anatomy of vegetables. 1672. 12. ic.

[6]) Dissertatio anatomica de vasis plantarum speciatim radicem herbamque adeuntibus. D. 1779, 4. p. 49. Beiträge zur Anatomie der Pflanzen. 1812. p. 135. 139 u. ff. 4. 6 Taf.

[7]) Beiträge zur Pflanzen-Physiologie. 1811. I. p. 137 u. ff. Über den eigenen Saft der Gewächse, seine Behälter, seine Bewegung und seine Bestimmung. Zeitsch. f. Phys. I. 1824. p. 147. Über die Gefäße und den Bildungssaft der Pflanzen. Vermischte Schriften. B. I.

und besonders von Unger[1]) als solche erkannt. Hier sind auch die Arbeiten von J. Zenker[2]) und Mayer[3]) zu erwähnen.

Eingehender befaßte sich C. H. Schultz-Schultzenstein[4]) damit, der so weit ging, darin die „Lebenssaftgefäße" der Pflanze zu sehen, analog den Blutgefäßen der Tiere.

Diese Anschauung wurde von Trécul[5]) geteilt, von Meyen[6]) bestritten und hat sich niemals Anerkennung verschafft. Unger[7]) schloß bereits die Milchsaftgefäße aus der „Cyclose" aus. Letzterer sah dieselben durch Zellfusion entstehen und teilte sie schon in einfache, verzweigte und netzförmige ein. — Die Behauptung Ungers schien auf nicht ganz zuverlässigen Untersuchungen zu beruhen. Es entstand deshalb bald eine neue Theorie, welche längere Zeit hindurch eine günstige Aufnahme fand. Schleiden[8]) erklärte nämlich, der

[1]) Annalen des Wiener Museums. B. II. 1840. p. 10—11. Vgl. auch Endlicher und Unger, Grundzüge der Botanik. Wien 1843. p. 40.

[2]) Einige Worte über den Saftumlauf im Schöllkraut, in den Charen und anderen Pflanzen. Isis. 1824.

[3]) Supplemente zur Lehre vom Kreislauf. 1828.

[4]) Über den Kreislauf des Saftes des Schöllkrautes etc. 8°. XIV. 66. Berlin 1822. Nachträge über die Circulation des Saftes in den Pflanzen. 8° 64 p. Berlin 1824. Ferner die preisgekrönte Schrift „Sur la circulation et sur les vaisseaux latifères dans les plantes. Paris et Berlin 1839. 23 Tab. Die Cyclose des Lebenssaftes in den Pflanzen. Breslau und Bonn 1851. 33 Taf. Nov. Acta A. L. C. XVIII. S. II. 1841.

[5]) De la présence du latex dans les vaisseaux spireaux, réticulés, rayés et ponctués et de la circulation dans les plantes. Annales des sciences nat. Bot. Sér. IV. T. VIII. 1857. p. 289. — Des vaisseaux propres en général et de ceux des Cynarées laiteuses en particulier. L'Institut 1862. p. 266.) — De la présence du latex dans les vaisseaux spireaux ... et de la circulation dans les plantes. Compt. rend. T. XLV. 1857. p. 402. — Des laticifères dans les Papavéracées. Ibid. T. LX. 1865. p. 522. — Sur les laticifères des Euphorbes etc. — Ibid. T. LXI. p. 1349. L'Institut. 1862. p. 215. — Des laticifères dans les Chicoracées. Ibid. T. LXI. 1865. p. 785. — Des laticifères dans les Campanulacées. Ibid. p. 929. — Des vaisseaux propres dans les Aroidées. Ibid. T. LXI. 1865. p. 1163. et T. LXII. 1866. p. 29. — Matière amylacée .... dans les vaisseaux du latex de plusieurs Apocynées. Ibid. T. LXI. 1865. p. 156. — Rapport des laticifères avec le système fibro-vasculaire. Ouvertures entre les laticifères et les fibres ligneuses ou les vaisseaux. Ibid. T. LX. 1865. p. 78. — Des vaisseaux propres et du tannin dans les Musacées. Ibid. T. LXVI. 1668. p. 462. — Die meisten dieser Arbeiten sind abgedruckt in den Annales des sciences naturelles; alle in Baillons Adansonia. T. VII—IX (nach De Bary).

[6]) Über die Circulation des Lebenssaftes in den Pflanzen. Linnaea. 1827. Phytotomie. 1830. 8°. 14 Taf. — Die Sekretionsorgane der Pflanzen. 1837. N. System der Pflanzenphysiol. II. p. 371 ff.

[7]) Grundzüge der Anatomie und Physiologie. Wien 1846. p. 52. Anatomie und Physiologie der Pflanzen. Pest, Wien und Leipzig 1855. p. 157.

[8]) Grundzüge der wissenschaftlichen Botanik. 4. Aufl. 1861. p. 112.

Milchsaft erfülle anfangs die Intercellularräume und erhalte später eine eigene Haut. Eine anonyme Verfasserin[1]) suchte durch eine umfangreiche Arbeit diese Ansicht beweiskräftig zu machen und selbst Mohl[2]) und unter andern auch Henfrey,[3]) nahmen dieselbe beifällig auf.

Andere Phytotomen damaliger Zeit bezeichneten besonders dickwandige Zellen, selbst wenn dieselben verzweigt waren, als Bast, deshalb hat Schacht[4]) die Milchsaftgefäße als „nicht selten verzweigte Bastzellen" beschrieben. Schon Mirbel[5]) und Meyen[6]) waren derselben Meinung. Später veröffentlichte Schacht seine entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen, die er in Madeira an Carica Papaya und Sonchus angestellt hatte. Er unterschied hierbei zwei Formen der Milchschläuche (l. c. p. 530):

a) solche, welche als einfache oder verzweigte Röhren dem Gefäßbündel folgen, aber sich nicht untereinander oder mit denen des benachbarten Gefäßbündels zu einem zusammenhängenden Systeme verbinden (Gomphocarpus, Hoya, Vinca, Euphorbia, Ficus, Chelidonium);

b) solche, deren Röhren sich sowohl da, wo sie nebeneinander liegen, hin und wieder unter sich, aber auch durch Verbindungsröhren mit denen der benachbarten Gefäßbündel zu einem zusammenhängenden System vereinigen (Carica, Sonchus).

Nach einem längeren Zeitraum, während welchem nur wenig von Interesse über diesen Gegenstand veröffentlicht wurde, erschienen die Arbeiten Hartigs[7]) und später Davids,[8]) von denen letzterer

[1]) „Ein Ungenannter", Die Milchsaftgefäße. (Bot. Jahrb. 1846. p. 49 ff. 2 Taf.)

[2]) Vermischte Schriften botanischen Inhaltes. Berlin 1837. Cap. 5. Über den Milchsaft und seine Bewegung. Botanische Zeitung. 1843. p. 553 und 825. Botanische Zeitung. 1846. Grundzüge der Anatomie und Physiologie der vegetabilischen Zelle. 1851. p. 93 ff. Über den Bau des Bastes. Botanische Zeitung. 1855. p. 873 und Botanische Zeitung. 1857. p. 42.

[3]) Micrograph. Dictionary. Art. Laticiferous Tissue.

[4]) Botanische Zeitung. 1851. p. 513. Die Pflanzenzelle. 1852. 20 Tafeln. pp. 209, 220. Monatsberichte der Berliner Akademie der Wissenschaften. 1856. p. 524. Abhandlungen der Kgl. Akademie der Wissenschaften zu Berlin 1856. p. 515.

[5]) Mirbel-Brisseau, W., Eléments de physiologie végétab. I. (Ann. d. sc. nat. 1835). Mirbel-Brisseau, Exposition de ma théorie etc. Paris 1809. I. p. 217 ff. Idem. Ann. sc. nat. Sér. II. T. III. p. 143.

[6]) Über die neuesten Fortschritte der Anatomie und Physiologie der Gewächse. (Von der Teylerschen Gesellschaft zu Harlem im Jahre 1835 gekrönte Abhandlung.) 22 Stuk. Harlem 1836. 4. Mit 21 Kupf.-Tafeln. Über die Secretionsorgane der Pflanzen. 1837. 4. 9 Tafeln.

[7]) Naturgeschichte der Holzgewächse. Botanische Zeitung. 1853. p. 553. — Botanische Zeitung. 1854. p. 51 ff. — Botanische Zeitung. 1862. p. 99.

[8]) Über die Milchzellen der Euphorbiaceen, Moreen, Apocyneen und Asclepiadeen. Breslau 1872. (Abgedruckt in Cohns Beiträge zur Biologie der Pflanzen 1872. Taf. IV.)

den Unterschied zwischen gegliederten (Cichoriaceen, Papaveraceen, Acerineen) und ungegliederten Milchröhren (Euphorbiaceen) genauer präzisierte; J. Vesque[1]) bestätigte diese Untersuchungsresultate. Unter den accidentellen Elementen führt er die Milchsaftschläuche und sezernierenden Zellen im Baste an. — Dann folgten Vogls[2]) Untersuchungen an Taraxacum officinale und Podospermum Jacquinianum, bei welcher er die Entstehung der Milchschläuche im Cambiform beobachtete und dieselben für anfangs mit Milchsaft gefüllte Siebröhren hielt, übereinstimmend mit Hartig.[3])

Schmalhausen[4]) untersuchte die Milchsaftbehälter mit glatten Wandungen, die nicht aus Zellreihen entstehen. Er erklärte, „sämtliche Milchsaftschläuche werden durch Spitzenwachstum und Verzweigung der in die Vegetationsspitzen hineinragenden Schlauchenden gebildet", und vergleicht die Milchsaftschläuche der Euphorbien „mit intercellular wachsenden parasitisch in dem Gewebe sich verbreitenden Pilzhyphen, mit dem Unterschied jedoch, daß sie nur im meristematischen Gewebe wachsen und sich verzweigen, bald aber die Fähigkeit, Seitenäste zu treiben, verlieren". Er verwirft die Verwandtschaft mit den Siebröhren als unbewiesen. Damit widerlegte er die Ansicht Davids, daß im Vegetationspunkt immer neue Milchzellen entständen, welche dann verzweigte Schläuche bilden, „da die Präparationsmethode mit Kalilauge und Zerdrücken der Milchzellen, wie sie David anwandte, zu Täuschungen Anlaß gebe, da dadurch die Schläuche zerrissen und gezerrt würden". Das kommt aber doch ganz darauf an, wie man es macht.

Hier wären auch die Untersuchungen von Scott[5]) anzuführen, der die Entwicklung der gegliederten Milchröhren von Tragopogon eriospermum und zum Teil von Scorzonera hispanica beschrieb. Er widerlegte die Ansicht Nägelis,[6]) daß die Milchgefäße gleich den

[1]) Die Milchsaftbehälter der Campanulaceen, Lobeliaceen und Moreen. (Just. Jahresb. IV. 1. 1876.)

[2]) Verhandlungen der K. K. zool. botan. Gesellsch. 1863. p. 287. Vogl, Über die Intercellularsubstanz und die Milchsaftgefäße in der Wurzel des gemeinen Löwenzahns. Sonderabdruck aus dem XLVIII. Bd. d. Sitzungsb. d. kaiserl. Academie d. Wissenschaft zu Wien. 1863. p. 17.

[3]) Botanische Zeitung. 1862. p. 99 und 100.

[4]) Beiträge zur Kenntnis der Milchsaftgefäße der Pflanzen. Mém. de l'Acad. Imp. d. Sc. de St. Pétersbourg. Série VII. T. XXIV. 1877. Nr. 2., (vgl. Ref. Nr. 21 in Just. Jahresb. 1876.)

[5]) The development of articulated laticiferous vessels. 1 Tafel. Quart. Journ. of microsc. Sc. N. S. Vol. XXII. 1882. p. 136.

[6]) Beiträge zur Botanik. Heft I.

Fibrovasalsträngen niemals stammeigen seien und bestätigte die Resultate Schmalhausens, während er einige Angaben Faivres[1]) als irrig hinstellte. Er fand die ersten Anlagen der hypodermalen Milchgefäße bereits im Embryo von Keimlingen mit 3—4 mm langer Wurzel. „Die Milchsaftröhren führten bereits Milchsaft und ihre Querwände waren wenigstens in der Mitte durchbohrt. An Samen, die ca. 24 Stunden in der Erde lagen, war der Inhalt dieser hypodermalen Zellenreihen dadurch zu erkennen, daß in ihm die sonst überall verbreiteten Aleuronkörner fehlten. Unmittelbare Berührung zwischen Milchsaftgefäßen und Tracheen war nur sehr selten zu beobachten." Er vergleicht die Ausstülpung und nachherige Verschmelzung ihrer Verbindungskanäle mit den Vorgängen bei den Konjugaten.

D. H. Scott[2]) hat auch die Verteilung der Milchröhren im Blatte von Euphorbia cotinifolia untergesucht und gefunden, daß dieselben im unmittelbaren Kontakt mit dem Schwammparenchym verlaufen, seltener finden sie sich zwischen dem Palissadengewebe und der Epidermis. Bei Manihot Glaziovii finden sich nur ganz kurze Zweige der Milchröhren vor. Bei den Artocarpeen (Ficus Cooperi, F. bengalensis, F. elastica, F. religiosa, F. retusa, F. infectoria) findet er, entgegen der Annahme Haberlandts,[3]) keine konstante Beziehung zwischen dem Assimilations- und Milchsaftgewebe. Der Verfasser konstatiert daher, daß die Milchröhren mit den Sekretionskanälen anderer Pflanzen anatomisch und funktionell verwandt sind. Schullerus[4]) erklärte, bei Untersuchungen an Euphorbia Lathyris, daß der Milchsaft ein Bildungssaft sei und sucht zu beweisen, „daß der Hauptinhalt der Milchschläuche normal vegetierender Pflanzen im allgemeinen zum größten Teil aus den Blättern stamme und infolge von Massenbewegung in der ganzen Pflanze verbreitet werden muß." G. Haberlandt knüpft an die Arbeiten von Faivre und Schullerus an und folgert, daß die Milchschläuche als typische Leitungsorgane für Assi-

[1]) Mémoires de l'Acad. sc., belles lettres et arts de Lyon T. XXIII. 1878 bis 1879. p. 361. Recherches sur la circulation et sur le rôle du latex dans le Ficus elastica. Ann. des sc. nat. Série V. T. VI. 1866. p. 33—52. Etudes physiologiques sur le latex du Mûrier blanc, rôle du chyle. Ann. des sc. nat. Série V. 1869. p. 97—122. Comptes rendus. T. LXXXVIII. 1879.

[2]) The distribution of laticiferous tissue in the leaf. Ann. of Bot. Vol. III. Nr. XI. 1889. p. 445—448. — (Siehe auch Just. Jahrb. 1889.)

[3]) Zur physiol. Anatomie der Milchröhren. Sitzungsber. d. k. k. Acad. d. Wissenschaft. Wien. Abtheil. I. Bd. LXXXVII. 1883. p. 51—69. Mit 2 Taf. — (Vgl. auch Just. Bot. Jahrb. 1883.) — Vgl. auch Physiologische Pflanzenanatomie 1884 und 1904.

[4]) Die physiologische Bedeutung des Milchsaftes von Euphorbia Lathyris. Abhandl. des botan. Vereins der Provinz Brandenburg. Bd. XXVI. 1882. p. 27.

milationsprodukte (Stärke, Fett, Gerbsäure) anzusehen sind, die physiologisch dem „Leitparenchym“ gleichen.

Pirotta und Marcatili[1]) hatten die Wechselbeziehungen zwischen Milchröhren und Assimilationssystem bei der Gattung Ficus dahin festgestellt, daß sie zwei Typen unterschieden: „Entweder begleiten die Milchsaftgefäße die leitenden Bündel und endigen mit ihnen an der Grenze zwischen Schwamm- und Palissadenparenchym, oder die Milchröhren, ohne mit ihren Hauptstämmen die leitenden Bündel zu verlassen, senden Verzweigungen aus, welche selbständig zwischen die einzelnen Zellen des Assimilationssystems sich einschieben und sich zu einem Maschengerüst verzweigen. Zu der ersteren Art gehören: Ficus microphylla, F. scabra, F. laurifolia, F. Suringarii, F. rubiginosa, F. Abelii, F. stipulata, F. capensis; zur zweiten Art: F. elastica, F. Benjamina, F. brasiliensis, F. bengalensis, F. cordata und F. neriifolia. Hierdurch werden Haberlandts Angaben in anatomischer und physiologischer Beziehung bestätigt und erweitert. Nach Schwendener[2]) finden die harzigen Stoffe, wie Kautschuk, im Ernährungsprozesse keine Verwendung. „Ihre Rolle dürfte darin bestehen, durch Bildung einer Emulsion einen Ausgleich zwischen den leichteren Öltröpfchen und den schwereren Stärkekörnern herbeizuführen und dieselben gleichmäßig zu verteilen.“ Den in den Milchröhren herrschenden hydrostatischen Druck fand er bis zu 10 Atmosphären. Er erklärt deshalb die in der lebenden Pflanze stattfindende Massenbewegung des Milchsaftes durch lokale Druckverschiedenheiten. Er zählt den Milchsaft zu den Exkreten, da er bei der Wiederholung der Versuche von Faivre zu keinem abschließenden Resultate gelangen konnte. Sachs[3]) erklärt das starke Herausquellen des Milchsaftes bei Verwundungen ähnlich wie das Hervorquellen des Blutes bei Verletzungen des menschlichen Körpers, das auch nicht einfach ausfließt, sondern herausgestoßen wird. Treub[4]) schließt aus seinen Versuchen an etiolierten Pflanzenteilen, daß die Milchsaftbehälter der Euphorbiaceen zur Translokation

[1]) Sui rapporti tra i vasi laticiferi ed il sistema assimilatore nelle piante. Annuario dell'Istituto botanico di Roma. Vol. II. Roma 1885. 4° p. 2. — Vgl. auch Ancora sui rapporti tra i vasi laticiferi ed il sistema assimilatore. Ann. d. J. b. di Roma. 1887. (Ref. in Just. Jahrb.)

[2]) Einige Beobachtungen an Milchgefäßen. Sitzungsber. der königl. preußischen Academie der Wissenschaft zu Berlin. XX. 1885. Abteilung I. p. 323—336. 1 Tafel.

[3]) Experimental-Physiologie. 1865. Lehrbuch der Botanik. 1874. p. 88. Vorlesungen über Pflanzenphysiologie. Leipzig 1882. p. 436.

[4]) Notices sur l'amidon dans les laticifères des plantes Euphorbes. Annales du Jardin Botanique de Buitenzorg. Leide 1882. Nr. 37—43. 1 Tafel.

von Amylum beitragen. An jungen Pflanzen von Euphorbia trigona nahm in den betreffenden Parenchymzellen und Milchsaftbehältern die Amylummenge ab.

Aus den Versuchen an den Milchröhrenmembranen von Euphorbia ergab sich eine Dehnbarkeit bis zu 25 Proz. Ihre relative Tragfähigkeit betrug in der Längsrichtung pro □mm Querschnitt 3,38 Kgr.

Groom[1]) meint, daß die Milchröhren keine Kohlehydrate leiten.

Wohl die interessantesten Versuche hat Faivre[2]) angestellt. Seine Beobachtungen an Ficus elastica und Morus alba gipfeln darin, daß der Milchsaft zur Ernährung dienen müsse, da unter gewissen Umständen Stoffe des Milchsaftes verbraucht werden. Bemerkenswert sind auch die Veröffentlichungen von de Vries[3]). Er ist der Ansicht, daß die Milchröhren sowohl Auswurfstoffe wie Nährstoffe enthalten, doch hält er sie weder für Siebröhren noch für Leiter eines plasmatischen Saftes. Er suchte in einer späteren Arbeit darzutun, daß die biologische Bedeutung des Milchsaftes darin liege, bei Verletzungen als Wundverschluß zu dienen. Der Milchsaft enthalte nicht nur Körper, die als Nebenprodukte des Stoffwechsels aufzufassen sind (äther. Öle, Harze, Gummi), sondern auch nicht geringe Mengen von Proteïnstoffen und Kohlehydraten (Zucker, Amylum). Diese Stoffe sollen zur Bildung der zum Schutze notwendigen Nebenprodukte dienen. Dagegen wandte sich Rauwenhoff,[4]) indem er auf die Forscher hinweist, welche den Milchsaft als Reservematerial, die Harze und Gummiarten als Sekrete bezeichneten. Von de Vries sagt er, er habe keine eigenen Versuche angestellt, deshalb sei seine Beweisführung ungenügend. Er hätte z. B. untersuchen können, ob bei milchenden Gewächsen der Saft, welcher die Wundstelle verschließt, an Stelle der gewöhnlichen Wundverschlußmittel (Callus oder Kork) tritt. Diese Frage ist dann durch mich[5]) experimentell bei den Umbelliferen gelöst worden. Zu erwähnen wäre hier noch die Arbeit von A. Leblois,[6]) welche neuerdings die Ansicht Faivres bekämpft

[1]) On the function of the laticiferous tubes (Ref. in bot. Jahrb. 1889 XVII. S. 660).

[2]) Siehe oben.

[3]) Über einige Nebenprodukte des pflanzlichen Stoffwechsels. (Just. Jahrb. 1881. — Landwirtschaftl. Jahrb. Bd. X. p. 687.)

[4]) De beschouwingen van Dr. Hugo de Vries, Over de rol van melksap, gom en hars in planten getoest. Maandblad vor Natuurwetenschappen. Jahrg. X. Nr. 7. — Just. Jahrb. 1881.

[5]) Die Milchsaft- bezw. Gummiharzbehälter der Asa foetida, Ammoniacum und Galbanum liefernden Pflanzen. Archiv d. Pharm. Bd. XXIV. 1886. Heft 19. Mit 19 Abbildungen.

[6]) Recherches sur l'origine et le développement des canaux sécréteurs et des poches sécrétrices. Ann. de sc. nat. T. VI. Paris 1887. p. 217—330.

und den Milchsaft als ein Produkt der Sekretion erklärt; dadurch werden die Beobachtungen Franks[1]) bestätigt, was auch bereits durch Wieler (1882) geschah.

De Bary[2]) hat dann in seiner „Vergleichenden Anatomie" die Ergebnisse der Untersuchungen bis zum Jahre 1877 zusammengestellt. Er untersuchte selbst die Milchröhren zahlreicher Pflanzen. Bei ihm finde ich zuerst eine ausführliche Beschreibung der Milchröhren bei den Sapotaceen von K. Wilhelm erwähnt. Im Kapitel XII werden die Milchröhren ausführlicher besprochen und in zwei Abteilungen, gegliederte und ungegliederte Milchröhren, (die einzelnen Familien nach eigenen Beobachtungen) gebracht. Über den „Verlauf der Milchröhren" sagt der Verfasser (§ 131, p. 447): „Die Milchröhren durchziehen bei den meisten Gewächsen, welche durch ihr Vorkommen ausgezeichnet sind, als ein zusammenhängendes System den ganzen Pflanzenkörper. Doch scheinen hiervon Ausnahmen vorzukommen: in den Wurzeln von Asclepias curassavica, Cornuti, periploca, graeca konnte ich sie nicht finden, will jedoch ihre Abwesenheit noch nicht ganz bestimmt behaupten; in den Wurzeln von Ficus elastica finde ich sie erst im sekundären Baste."

„In den primären Gewebekomplexen verlaufen die Milchröhren:

a) in den Wurzeln innerhalb der Siebteile des Gefäßbündels. Nur bei den untersuchten Euphorbien kommen dazu andere, welche von denen des Cotyledonarknotens als Zweige entspringen und dicht unter der Epidermis liegen, von letzterer nur durch einige Zellschichten getrennt.

b) in den Stengeln, Blattstielen und Blattrippen stehen die Hauptzüge oder Hauptstämme der Röhren vorwiegend in der Umgebung der Siebteile der Gefäßbündel, dem Längsverlauf dieser folgend, im Querschnitte zwischen dem umgebenden Parenchym ohne strenge Regelmäßigkeit zerstreut. Wird der Siebteil von einem Sclerenchymstrang umscheidet, so stehen sie außerhalb des letzteren. Zu diesen Röhren kommen in bestimmten Fällen, z. B. Cichoraceen, Papaver, andere, kleinere, welche in dem Siebteile selbst verlaufen. Bei den mit marksichtigen Siebteilen oder markständigen gesonderten Siebröhrenbündeln versehenen milchenden Pflanzen werden auch diese von Milchröhren begleitet."

[1]) Die Entstehungsgeschichte der Milchsaftbehälter von Alisma und Rhus. [Habilitationsschrift.] Dresden und Leipzig 1867.

[2]) Vergleichende Anatomie. Leipzig 1877.

Kuy[1]) teilt in seiner Arbeit über die Milchsafthaare der Cichoraceen mit, daß bereits Trécul[2]) die Beobachtung von Carradori berichtet, welcher schon im Jahre 1805 an Lactuca sativa bei Berührung der Hüllblätter Milchsaft austreten sah. Auf Grund dieser Erscheinung stellte Trécul noch weitere Versuche an anderen Arten an und fand bei Lactuca altissima, virosa, Scariola, augustana, stricta, dregeana, quercina, cracoviensis und livida, „daß von den Milchsaftgefäßen, welche die Leitbündel der Hüllblätter begleiten, sich einzelne senkrecht oder schief gegen die Außenfläche wenden und zwischen den Epidermiszellen bis zur Cuticula vordringen". Delpino,[3]) welcher später selbständig diese Beobachtung an Lactuca virosa und sativa machte, nahm an, daß der Milchsaft aus den Spaltöffnungen hervortrete und hält diese Einrichtung für sehr wichtig, um schädliche Tiere von den Blüten abzuhalten. Der Autor erwähnt noch Piccioli,[4]) welcher diese Ausscheidung für ein Schutzmittel gegen Schnecken hält und spricht von papillenartigen Fortsätzen der Milchsaftgefäße nach außen, welche leicht bersten. Verfasser fand diese Erscheinung den Cichoraceen überhaupt eigentümlich. Er traf diese außer bei L. sativa, virosa und Scariola noch bei L. perennis, Sonchus arvensis und oleraceus, Mulgedium macrophyllum und Plumieri, Prenanthes purpurea, Picris hieracioides und Lampsana communis. Bei L. Scariola und L. virosa und bei Mulgedium fand auch eine Ausscheidung von Milchsaft an Stützblättern der Infloreszenz-Auszweigungen statt. Bei der Untersuchung von L. Scariola zeigten sich diese Ausstülpungen nur dort, wo eine Hüllschuppe durch eine andere nicht gedeckt war. Auf jedem Schuppenblatte finden sich davon ungefähr 60—100 vor. Die Milchsafthaare haben zarte Wandungen und werden am Grunde gewöhnlich von 3 Epidermiszellen umgeben. Die Membran ist nur im unteren Teile etwas stärker verdickt. (l. c. S. 5). „Hier zeigt eine innere Schicht unter Einwirkung von Chlorzinkjodlösung deutliche Blaufärbung, während die darüber liegende zarte Membran nur Spuren von Blaufärbung, erkennen läßt. Im übrigen färbt sich die Membran der Milchsafthaare mit dem genannten Reagens gelbbraun. Bei Behandlung mit Ätzkali nimmt sie eine schwach goldgelbe Färbung an; der Ein-

[1]) Über die Milchsafthaare der Cichoraceen. Sitzungsber. d. Gesellsch. nat. Fr. in Berlin v. 18. Juli 1893. Vgl. auch Zander, Biblioth. botan. 1896.

[2]) Des laticifères dans les Cichoracées. C. r. de l'Acad. de sc. T. LXI. 1865. p. 789. Abgedr. in d. Ann. d. sc. n. Sér. V. T. V. 1866. p. 71.

[3]) Osservazioni e note botaniche. Malpighia. III. 1890. p. 21 des Sonderabdruckes.

[4]) Rapporti biologici fra le piante e le lumache, seconda nota. Bolletino della Società bot. ital. 1892. p. 339.

wirkung konzentrierter Schwefelsäure widersteht sie ziemlich lange. Alles dieses spricht für starke Verkorkung.“ Einlagerungen zeigten sich keine in der Membran. Die körnige Auflagerung der Membran ist wahrscheinlich harziger Natur. Bei künstlich erzeugtem Druck von $1^1/_2$ Atmosphären konnte keine Spannung in den Haaren erzeugt werden und beträgt dieselbe jedenfalls das Vielfache davon, wie Schwendener[1]) und Wieler[2]) gezeigt haben. Die Wunde an einem Milchhaare schließt sich rasch und können an demselben Schuppenblatte noch weitere Verwundungen erfolgen.

Höhnel[3]) erklärt das Vorkommen koagulierten Milchsaftes im Innern der Tracheen von Milchsaft führenden Pflanzen durch den negativen Druck der Gefäßluft. Michalowski[4]) führt weiter aus, daß dadurch Risse in den Membranen veranlaßt werden, wodurch der Milchsaft in die Tracheen einströme.

Über die Milchsaftbehälter der Convolvulaceen hat Czapek[5]) berichtet, daß mit Ausnahme von Dichondra alle anderen Windengewächse Milchsaftzellreihen besitzen, deren Querwände nicht resorbiert werden.

Trécul[6]) beobachtete, daß sich die Milchsaftschläuche oft den Gefäßen des Holzes unmittelbar anlegen und in offener Kommunikation mit den Bestandteilen des Holzkörpers stehen. Er faßte in einer späteren Arbeit seine älteren Beobachtungen über die Milchschläuche der Euphorbiaceen und Lobeliaceen zusammen. Aus der Gestaltung der Kontaktstellen (meistens besondere Auszweigungen) schloß er, daß ein Diffundieren in die Gefäße stattfinde. Es müsse hier ein neuer Stoff für die Ausbildung der Holzelemente vorhanden sein, wofür das Vorkommen von Stärke in vielen Milchsäften spräche. Im Alter zeigen sich Absorptionserscheinungen des Milchsaftes und die Wände der Milchsaftschläuche werden resorbiert. Dies wurde auch bei den Convolvulaceen (Compt. rend. LXI), Maclaya cordata, Balantium und Alsophila (Compt. rend. LXXII) beobachtet, wo kein unmittelbarer Kontakt mit den Gefäßen vorhanden ist.

---

[1]) Einige Beobachtungen an Milchsaftgefäßen. Sitzungsber. d. Akad. der Wissenschaften in Berlin. 1885. p. 327.

[2]) Jahrb. f. w. Bot. XVIII. 1887. p. 82.

[3]) Milchsaft in Tracheen von milchsaftführenden Pflanzen. Österreich. Bot. Zeitschr. Jahrg. 1878. Nr. 1. (Just. J. VI. 1. 78.)

[4]) Beiträge zur Anatomie und Entwicklungsgeschichte von Papaver somniferum.

[5]) Zur Kenntnis d. Milchsaftsystems der Convolvulaceen. K. Ac. d. W. in Wien. Bot. C. B. LVII. p. 267. 1894. (Just. J. 1894. I.)

[6]) Siehe oben.

Hanstein[1]) widerlegte in seiner von der Pariser Akademie gekrönten Preisschrift diese Ansicht und erklärte die milchsaftführenden Schläuche für wahre Gefäße, durch Zellfusion (nach Unger) entstanden; ferner beobachtete er, daß sie mit den Bastfasern nicht identisch seien; auch konnte er niemals eine offene Verbindung mit den Gefäßen des Holzes nachweisen. Dieselben begleiten wohl die Gefäßbündel überall hin, zuletzt verlaufen sie jedoch allein im Parenchym und endigen blind und stumpf. In Acer platanoides fand er nur Milchröhren, in Acer Negundo fast nur Siebröhren und glaubt, daß sich beide gegenseitig vertreten können.

Dippel,[2]) welcher zur gleichen Zeit den Preis davontrug, ist ähnlicher Ansicht. Er zählt die Milchröhren zu den Bastgefäßen und hält sie im jugendlichen Zustande für Siebröhren, die im Alter Reservestoffe führen. In einer späteren Arbeit sucht Vogl[3]) den zwischen Hanstein und Trécul bestehenden Unterschied der Ansichten an einer weiteren Anzahl von Windengewächsen zum Ausgleich zu bringen. Bei Ipomoea Turpethum sagt er (p. 10): „Die Milchschläuche gehen aus Siebröhren hervor und zeigen keinerlei Kommunikation mit Elementen des Holzes".

Einige Jahre später konstatierte Schmitz,[4]) daß die Milchschläuche der Convolvulaceen und zwar die der Wurzel unabhängig von den Siebröhren entstehen (entgegen Vogl). Die Zellen des Milchsaftes, sowie die Parenchymzellen des anliegenden Phloems gehen aus dem Cambium hervor.

Berthold[5]) fand in den Epidermiszellen zahlreicher Apocyneen milchsaftähnliche Tröpfchen und zwar im Plasmabeleg der Wand von Amsonia latifolia, salicifolia, tabernaemontana, Nerium und Cynanchum fuscum, auch bei Lobelia syphilitica und Lobelia Erinus in großer Menge. Bei Chelidonium beobachtete er dieselben häufiger im Wandbeleg der Haarzellen.

[1]) Die Milchsaftgefäße und die verwandten Organe der Rinde. Berlin 1864. p. 23. Vgl. hierzu auch Van Tieghem, Structure des Aroidées. Tafel II. Figur 1. (6—8.) Über ein System schlauchförmiger Gefäße usw. Monatsberichte der berl. Akademie. 1859. p. 705. Über die Leitung des Saftes durch die Rinde. Pringsh. J. Bd. II. p. 445.

[2]) Entstehung der Milchsaftgefäße und deren Stellung in dem Gefäßbündelsystem der milchenden Gewächse. Rotterdam 1865 und das Mikroskop.

[3]) Beiträge zur Kenntnis der Milchsaftorgane der Pflanzen. Jahrb. f. wiss. Botanik. V. Wien 1866.

[4]) Die Milchsaftgefäße der Convolvulaceen. Just. Jahrb. III. 1875. p. 400.

[5]) Studien über Protoplasmamechanik. Leipzig 1886.

Bei den Michsaft führenden Pilzen (Agaricus) haben die Milchsaftkügelchen ihren Sitz im Plasmakörper der Zellen, z. B. in den Basidien. Nach Schmidt[1]) und Kallen[2]) entspricht der Milchsaft dem Zellsaft und bildet sich in diesem. Berthold wies nach, daß z. B. bei Papaver Rhoeas die Milchsaftkügelchen als stark lichtbrechende Tröpfchen im Wandbeleg und in den Plasmaplatten leicht zu erkennen sind, ebenso bei Chelidonium. Er sagt darüber: „Der Milchsaft ist in der Tat weiter nichts als ein eigentümlich metamorphosierter Plasmakörper, in welchem auf dem Höhepunkt seiner Entwicklung ein Saftraum nicht vorhanden ist, der aber gegenüber dem gewöhnlich in den Zellen sich findenden Plasmakörper durch große Leichtflüssigkeit charakterisiert ist.“ Arthur Meyer,[3]) welcher teilweise dieselben Pflanzen untersuchte, fand in assimilierenden Zellen stark lichtbrechende ölähnliche Tropfen. Über interzellulare Sekretbehälter mit milchsaftähnlichen Emulsionen teilt Berthold noch mit: „daß der Inhalt der Gänge von Rhus glabra auch Substanzen eiweißartiger Natur enthält, soweit mikrochemische Reaktionen darüber Aufschluß zu geben vermögen; die harzigen Substanzen dieses Milchsaftes werden von starkem Alkohol leicht gelöst und es bleibt ein ziemlich voluminöser Rest von gerüstförmigem Bau zurück, der zum größten Teil aus gummi- oder schleimartigen Substanzen zu bestehen scheint, da er nach Wasserzusatz sehr rasch gelöst wird. Es bleibt aber ein ziemlich beträchtlicher unlöslicher Rückstand, der ganz den Eindruck koagulierter Plasmamassen macht und der seinen mikrochemischen Reaktionen nach aus Eiweiß zu bestehen scheint. Doch konnte ich z. B. bei Schinus molle einen eiweißartigen Rückstand nicht nachweisen.“

Über die Bedeutung des Milchsaftes in der Pflanze (d. h. seine weitere Verwendung im Stoffwechsel), sagt Berthold, bezugnehmend auf die Untersuchungen von Faivre und Schullerus noch folgendes: „Die Annahme, daß das auch für die in ihnen enthaltenen Harz- und Kautschukmassen gelte, liegt weniger nahe, da die geringe chemische Reaktionsfähigkeit dieser Substanzen dagegen spricht. Ohne weiteres läßt sich daraus freilich bei den in der Pflanze gegebenen komplizierten Bedingungen nichts schließen. Es darf aber nicht vergessen werden, daß sie auch, ohne am Chemismus sich weiter zu beteiligen, als sehr wesentliche Konstituenten in den Aufbau des Plasmakörpers mit eingehen, für die Organisation desselben von fundamentaler Bedeutung sein könnten.“

[1]) Botanische Zeitung. 1882. p. 464.
[2]) Flora. 1882. p. 86.
[3]) Botanische Zeitung. 1885. p. 434.

G. A. Pasquale[1]) hat Phalaris canariensis und nodosa untersucht. Der Milchsaft zeigte im Innern deutlich Zirkulation. Unter dem Deckglase bildeten sich zahlreiche rote dentritische Kriställchen, deren Natur nicht festgestellt werden konnte.

Léger[2]) suchte zu beweisen, daß die Fumariaceen-Idioblasten den Milchsaftbehältern der Papaveraceen verwandt seien. Der Milchsaft, welcher bei jüngeren Pflanzen zuerst klar und rot ist, ähnlich wie bei den Fumariaceen, wird erst nachträglich emulsionsartig. Dieser Saft zeigt die gleichen Reaktionen wie der Idioblasteninhalt der Fumariaceen. Diese Ansicht wurde von Zopf[3]) nicht bestätigt. In seiner folgenden Arbeit wird dieser Unterschied noch bei den Gattungen Papaver, Meconopsis, Roemeria, Argemone und Chelidonium dahin festgestellt, daß der Milchsaft bei diesen während der ersten Lebensdauer der Pflanze gleich ist; bei Bocconia, Eschscholtzia, Glaucium, Hypecoum ist er anfangs wässerig und wird erst später zum gewöhnlichen Milchsaft. In den subepidermalen Elementen findet sich überall ein gefärbter Saft, der um so spärlicher wird, je reichlicher der Milchsaft vorhanden ist.

Battandier[4]) fand in Glaucium corniculatum L. var. phoeniceum bei der Darstellung der Salze des Glaucins, das Fumarin. Ein neuer Grund, die beiden Familien zusammenzufassen, da differente Merkmale zwischen den Milchsaftgefäßen der Fumariaceen und Papaveraceen nicht existieren.

Meurisse[5]) hat die Papaveraceenmilchröhren physiologisch untersucht.

[1]) Su di alcuni vasi proprii della Scagliola (Phal. canar.). Atti della R. Acc. delle sc. fis. e mat. di Napoli. VIII. Napoli 1880. Sui vasi proprii della Phalaris nodosa. R. dell. R. Acc. d. sc. fis. e mat. di Napoli. XIX. 9—10. Sept. Okt. 1880. — Ref. im Just. Jahrb. 1880.

[2]) L'appareil laticifère des Fumariacées. B. S. L. Normandie. Série IV. T. IV. 1890. p. 101. Sur la présence des laticifères chez les Fumariacées. C. R. T. CXI. Paris 1890. Nr. 22. p. 843. Les laticifères de Glaucium et de quelques autres Papavéracées. Bull. de la Société Linn. de Normandie. S. IV. Vol. V. Fasc. 2. 13 pp. Caen 1891. Les différents aspects du latex des Papavéracées. Assoc. franç. p. l'avancement d. sc. Congrés de Marseille. 5 pp. Paris 1892.

[3]) Zur physiologischen Deutung der Fumariaceen-Behälter. Berichte der deutschen bot. Gesellsch. Bd. IX. p. 107.

[4]) Présence de la fumarine dans une Papavéracée. C. R. des séances de l'Acad. des sc. de Paris. T. CXIV. 1892. Nr. 20. p. 1122.

[5]) Les laticifères et les stomates dans les ovules de quelques Papavéracées. Bull. mensuel Soc. Linn. de Paris. 1893. Nr. 154. p. 1065.

Von weiteren Arbeiten sind die Untersuchungen eines Schülers von mir, des Herrn Dehmel[1]) anzuführen, der aus den anatomischen Lagerungsverhältnissen einen Schluß auf die Funktionen der Milchsaftbehälter zu ziehen sucht. Er bestätigt, daß milchende Pflanzen keine Bastbelege vor dem Siebteile besitzen, sobald dieser durch Milchröhren nach außen geschützt ist und umgekehrt. Weiter, daß der erhärtete Milchsaft bei Verwundung den Wundverschluß besorgt. Über diese eigentümliche Funktion des Milchsaftes sagt Stahl[2]) „Die geringste Verletzung mancher Milchpflanzen (Euphorbia, Lactuca-Arten) bringt einen, durch die bekannte Anordnung der Milchröhren bedingten, großen Stoffverlust mit sich, der reine Verschwendung wäre, wenn er nicht zugleich Vorteil mit sich brächte. . . . Wird eine der oben erwähnten Pflanzen mit giftigem oder bloß widerlich schmeckendem Inhalt der Milchröhren an irgend einer Stelle von einem Tiere angebissen, so wird der unter hohem Drucke stehende Inhalt nach der gefährdeten Stelle hinbewegt, um sich in die Mundteile des Angreifers zu ergießen." So fasse auch ich die Bedeutung des Milchsaftes bei den persischen Umbelliferen auf (s. oben S. 1220).

Eine auf die Literatur und eigene Beobachtungen gestützte Übersicht über alles bis 1889 über die Milchröhren bekannte, gab ich dann in meiner Anatomie.[3]) Es werden darin die Milchröhren unter dem Kapitel der Exkretbehälter beschrieben, da „in den Milchröhren ganz allgemein Stoffe vorkommen, die wir als Exkrete betrachten müssen, wie Kautschuk, die Alkaloïde, Harz u. a., die Milchröhren also sicher nicht ausschließlich Leitungsorgane darstellen."

Folgende Gründe sprechen für die Auffassung der Milchröhren als Sekretbehälter: „Der Milchsaft ist reich an Auswürflingen des Stoffwechsels, auch enthalten verhältnismäßig wenig Pflanzen Milchröhren, und der Milchsaft verhält sich bei Verwundungen ganz wie die Sekrete, er verschließt, wie mir Versuche zeigten, Wunden so rasch und vollständig daß kein anderer Wundverschluß nötig ist. Mit dieser Eigentümlichkeit scheint mir die sehr verbreitete Erscheinung im Zusammenhang zu stehen, daß die Milchröhren bei lokaler Verbindung mit dem Siebteil meist vor dem, d. h. außerhalb des Siebteiles liegen." Ferner: „Mir scheint die Wahrheit inmitten zu liegen. Die Milch-

[1]) Beiträge zur Kenntnis der Milchsaftbehälter der Pflanzen. Diss. Erlangen 1889. 46.

[2]) Pflanzen und Schnecken. Jena 1888. Ähnliche Anschauungen vertritt H. Kniep, Über d. Bedeut. d. Milchsaftes, Flora 1905.

[3]) Angewandte Anatomie. B. I. Wien und Leipzig 1889. Siehe auch Figur 220. p. 221. Vgl. ferner Tschirch A. und Oesterle O. Anatomischer Atlas der Pharmakognosie und Nahrungsmittelkunde. Leipzig. 1893.

röhren mögen leitende Organe sein, sie sind aber sicher auch Exkretbehälter. Mehr spricht freilich dafür, daß sie leitende Organe sind und hierin mag denn wohl ihre Hauptfunktion liegen." (l. c. p. 520.)

Als Inhalt[1]) wurde bis jetzt gefunden: „Eiweiß, Pectin, Lactucon, Gummi, Gerbstoff (Cichoraceen, Musa, Euphorbia, Lathyris, Aroideen), Stärke (Euphorbien), Alkaloide (Papaver), Kautschuk (besonders in Dichopsis, Hevea, Ficus und Payena-Arten), Fett und Wachs (Galactodendron), Harz (Euphorbia resinifera), Salze, besonders Kalkmalat, oft in erstaunlicher Menge (Euphorbien)." (l. c. p. 521.) In dem Abschnitte „Alkaloide" sage ich: „Zweifellos im Zellinhalt finden sich aber auch alle Alkaloide der Milchsäfte. Letztere sind bekanntlich so reich daran, daß man überall dort, wo man Milchröhren in einer Pflanze findet, auch auf Alkaloide fahnden kann. Sämtliche Alkaloide des Opiums z. B. sind im Inhalte der Milchröhren der jungen Papaver-Kapseln enthalten." Die Alkaloide verhalten sich nicht wie Sekrete. Sie werden z. B. in den Fruchtkapseln von Papaver gegen die Reife hin resorbiert.

Zu erwähnen wären noch die Arbeiten von Weiss,[2]) welcher im Fruchtkörper von Agaricus deliciosus gegliederte Milchröhren fand, die aus Zellreihen entstanden sind und mit den bei höheren Pflanzen bekannten durch Fusion entstandenen vollkommen identisch sind. Weiter seien hier Istvánffy und Olsen[3]) erwähnt, welche die Pilze nach der Verteilung ihrer Milchschläuche in 3 Typen einteilten: Lactarius-, Mycaena- und Fistula-Typus.

Haberlandt[4]) stellt die Milchröhren jetzt zu dem Leitungssystem.

Daß Plasmaverbindungen zwischen Milchröhren und benachbartem Parenchym wenigstens bei Euphorbia Cyparissias und Nerium vorkommen, zeigte Kienitz-Gerloff.

Nach den Untersuchungen von Treub[5]) und Emil Schmidt[6]) besitzen die Milchröhren auch noch im ausgebildeten Zustande einen

[1]) Vgl. bes. Czapek, Biochemie und Molisch a. a. O. Czapek bemerkt: „Vielleicht ist das, was wir „Milchsaft" nennen, physiologisch höchst ungleichwertig." Dem möchte ich beistimmen.

[2]) Über gegliederte Milchsaftgefäße im Fruchtkörper bei Lactarius deliciosus. Sitzungsberichte der Akademie d. Wiss. Wien. Bd. XCI. 1885. Abt. I. p. 166 bis 202. 4 Tafeln.

[3]) Über die Milchsaftbehälter und verwandte Bildungen bei den höheren Pilzen. Botanisches Centralblatt. 1887. Nr. 12, p. 372—375. Nr. 13. p. 385—391.

[4]) Phys. Pflanzenanatomie 1904, S. 300, dort auch weitere Literatur, bes. die Physiologie d. Milchröhren betr.

[5]) Ann. jard. bot. Buitenzorg III.

[6]) Über die Plasmakörper geglied. Milchr. Bot. Zeit. 1882.

plasmatischen Wandbeleg mit oft sehr zahlreichen Zellkernen, der lange lebend bleibt.

Der Milchsaft wird von Schmidt, Kallen und Molisch[1]) als Zellsaft, von Berthold als ein eigentümlich metamorphosierter, leichtflüssiger Plasmakörper angesprochen (siehe oben und S. 1179).

Der Milchsaft bildet eine Emulsion. Die suspendierten Teilchen sind Kautschuk- oder Harzkörnchen, Fett- oder Gerbstofftröpfchen oder -bläschen bisweilen auch Eiweißkristalle, Stärke. Die wässerige Lösung, in der diese Teilchen suspendiert sind, enthält Salze (z. B. Malate bei Euphorbien, Magnesiasalze u. a.), Eiweißstoffe, Enzyme, Zucker, Gummi, Gerbstoffe, Alkaloide.

Meist unterscheidet man jetzt gegliederte Milchröhren oder Milchsaftgefäße (bei den Papaveraceen, Cichoriaceen, Campanulaceen, Lobeliaceen, Papayaceen, Aroideen, Musaceen, den Euphorbiaceen: Hevea und Manihot) und ungegliederte Milchröhren[2]) oder Milchzellen (die meisten Euphorbiaceen, Urticaceen, inklusive Moreen und Artocarpeen, Apocyneen, Asclepiadeen sowie bei Humulus).[3])

Die Milchröhren der Guttapercha und Kautschuk liefernden Pflanzen untersuchte in meinem Institute Herr Chimani.[4]) Über die Ergebnisse ist bereits oben (S. 894 u. 990) berichtet.

Chimani resumiert:

„Der Charakter der die Guttapercha liefernden Sapotaceen ist am besten durch die Gestalt ihrer eigentümlich angeordneten, kurzen Milchsaftschläuche, besonders in den Knoten, von dem anderer Arten zu unterscheiden. Die keulenförmigen Enden, zum Teil nebeneinander verschoben, habe ich in dieser Anordnung bei keiner der untersuchten Familien gefunden; sie sind typisch für die Payena- und Palaquium-Arten. — Weiter ist ihnen eigentümlich das Vorkommen von ganz kurzen Segmenten in den Schläuchen, deren Querwände in

[1]) Stud. über d. Milchsaft u. Schleims. d. Pflanz. Jena 1901 mit 33 Abbild. Hier finden sich zahlreiche wertvolle Beobachtungen über die Chemie (und Mikrochemie) der Milchröhreninhalte.

[2]) Die Ausdrücke „gegliederte" Milchröhren für die mit benachbarten Milchröhren in offene Kommunikation tretenden, also offene Anastomosen bildenden, aus mehreren Zellen hervorgehenden und „ungegliederte" für keine Durchbrechungen zeigenden, aus einer Zelle bestehenden, ist nicht glücklich gewählt und hat zu Mißverständnissen geführt. „Gegliedert" heißt doch eigentlich „durch Querwände geteilt".

[3]) Schmalhausen, Mem. de l'acad. de St. Petersb. sér. 7. T. XXVI. Chauveaud, Rech. embryogén. sur l'appar. laticifères des Euphorb., Urticac., Apocyn., Asclepiad., Ann. sc. nat. sér. 7. T. XIV. 1891.

[4]) Der Titel der Arbeit S. 1213. Ein Verzeichnis aller bis 1900 als Kautschuk und Guttapercha liefernd bekannt gewordenen Pflanzen findet sich in Wiesners Rohstoffen. 2. Aufl. 1900.

der Mitte bis auf ein dünnes Häutchen resorbiert sind, welches oft zerrissen ist. Der Inhalt bildet dann eine zusammenhängende Harzmasse. Doch verlaufen die Schläuche auch hintereinander und sind in größeren Zwischenräumen segmentiert. Die Inhaltskörper haben in diesem Falle keulenförmig verdickte Enden von knochenförmiger Gestalt."

„Die Kautschuk liefernden Pflanzen zeigen meist verzweigte Milchröhren, die sich aber niemals mit einem anderen Systeme vereinigen, also keine Anastomosen bilden. Sie sind oft segmentiert und verlaufen dann immer in derselben Richtung, indem ihre Enden stets genau aneinander passen und niemals wie bei den Guttapercha liefernden Pflanzen (Sapotaceen) nebeneinander verschoben sind. Eine Eigentümlichkeit dieser Arten ist ferner das hier so häufige Auftreten von Milchröhren mit länglichem linsenförmigem Querschnitt, was als eine partielle Obliteration, hervorgerufen durch das anliegende turgeszente Gewebe, zu deuten ist. In einem Falle (Urceola elastica) erfolgte eine lokale Obliteration durch zwei anliegende Steinzellen. Besonders bei den Landolphia-Arten tritt diese Obliteration auffallend zu Tage. Auch zeigt hier die Markscheide eigentümliche große Lücken."

Die Milchröhren der Kautschuk und Guttapercha liefernden Pflanzen sind auch von Oesterle,[1]) Gaucher,[2]) Grélot,[3]) Lewschine,[4]) Rempel,[5]) Krassnosselski,[6]) Ogemschina,[7]) Charlier,[8]) Chauveaud,[9]) Scott,[10]) Holle[11]) untersucht worden. Diese Untersuchungen haben in der Mehrzahl ergeben, daß sowohl bei den Sapotaceen wie auch bei Hevea Durchbrechungen vorkommen,[12]) sodaß

[1]) Stud. über d. Guttapercha. Arch. Pharm. 1892 S. 641.

[2]) Rech. anatom. sur les Euphorbiae. Ann. sc. nat. 8 ser. XV, p. 161, 1902.

[3]) Orig. bot. des caoutsch. et de Guttap. Thèse Paris 1899.

[4]) Matér. pour la connaiss. exacte du Palaquium Gutta Burck et du Palaqu. Treubii Burck au point de vue histologique et pharmacognostique Thèse Moscou 1894 (russisch).

[5]) Payena Leerii Benth. et sa gutta pereha Thèse Moscou 1898 (russisch).

[6]) Castilloa elastica Cerv. et son caoutchouc Thèse Moscou 1897 (russisch).

[7]) Hevea brasiliensis Müll. Argov. Thèse Moscou 1897 (russisch).

[8]) Contrib. à l'étude anatom. des plantes à Guttapercha et d'autres Sapotacées Thèse Paris 1905 mit zahlreichen guten Abbild. im Text.

[9]) Rech. embryog. sur l'appar. laticifère des Euphorbiae., Urticac., Apocyn., et Asclepiadae. Ann. sc. nat. XIV. 1891.

[10]) On the occurence of articulated laticiferous vessels in Hevea. Journ. Linn. soc. XXI. 1886.

[11]) Über d. anat. Bau d. Blattes in d. Fam. d. Sapotaceen Diss. Erlangen 1892 mit 1 Taf.

[12]) Sehr häufig scheinen sie aber, bei den Sapotaceen wenigstens, nicht zu sein, denn Charlier bildet in seinem 87 Figuren enthaltenden Buche nicht eine einzige Durchbrechung ab, sondern zeichnet überall (bei hunderten von Milchröhren) die Trennungswände geschlossen.

also auch diese Milchröhren — wenigstens bedingt — zu den gegliederten gestellt werden müßten. De Bary, Vesque, Chimani rechnen die Sapotaceenmilchröhren zu den ungegliederten. Sie bilden vielleicht ein Übergangsglied zwischen den gegliederten und ungegliederten. Ebenso äußert sich Solereder.[1])

Ich habe keine erneuten Untersuchungen über den Punkt angestellt, kann also die obigen Angaben nur registrieren. Es bleibt namentlich zu untersuchen, ob nicht das Zerreißen der trennenden Wände erst im Momente des Anschneidens der Sproße erfolgt, was schon Vesque[2]) vermutet. Denn bekanntlich steht der Milchsaft in den Röhren unter hohem Druck.

Schlußbetrachtung.

Kehren wir zum Schlusse noch einmal zu der am Anfange aufgeworfenen Frage zurück. Wenn wir dieselbe in der Form stellen: „Muß man, um die Harzsekretion in den Gängen und Behältern zu verstehen, notwendig annehmen, daß Öl oder Harzbalsam durch die wassergetränkte Membran der sezernierenden Zellen hindurch diffundiert?“ — so können wir die Frage verneinen. Die bisher ermittelten Tatsachen und die in vorstehender Arbeit entwickelte Theorie der Harzbildung erlauben sehr wohl uns vorzustellen, daß die Sekretion ohne ein solches Durchdringen erfolgen kann. Wir fanden in der gegen den Kanal hin mit der „inneren Haut“ abgeschlossenen „resinogenen Schicht“ der schizogenen und oblitoschizogenen Sekretbehälter ein vollkommenes Analogon einerseits mit den Membrankappen der schizolysigenen Sekrettaschen, andererseits mit der subcuticularen Schicht der Kolleteren, Öldrüsen und Drüsenflecke und der Interzellulardrüsenhaare der Farne — und konnten in der weitaus überwiegenden Zahl der Fälle konstatieren, daß in ihr und in den ihr äquivalenten Bildungen früher Sekret auftritt als im Kanal und in den benachbarten Zellen „Tröpfchen“ zu sehen sind. Der Beweis, daß diese Tröpfchen, wo sie überhaupt auftreten, identisch mit dem Subcuticularsekret sind, war nicht zu erbringen.

Die Vorstellung, daß die Membran, respektive eine von mir auf Grund gewisser Analogien zur Membran gerechnete Schicht, Sitz der Sekretbildung ist, obwohl sie nicht mit dem Plasma der nächstbenachbarten Zellen in direkter Verbindung steht, ist gewiß merkwürdig und

[1]) Systemat. Anatom. S. 928.

[2]) Ann. sc. nat. 7 ser. I. 1885.

erweitert unsere Kenntnis von den Leistungen der Membran nach einer neuen Richtung. Von einer Umwandlung der betreffenden Membranpartie in Harz, einer rückschreitenden Metamorphose, etwa im Sinne eines pathologischen Prozesses, kann bei der Sekretbildung in der resinogenen Schicht aber nicht die Rede sein. Die Membran ist Sitz der Sekretbildung, eines physiologischen Prozesses von normalem Verlaufe. Daß die resinogene Schicht unter Umständen schließlich ganz oder teilweise resorbiert wird, ist eine Erscheinung, die mit der Sekretbildung selbst ebensowenig etwas zu tun hat, wie die nachträgliche Auflösung der primären Membranen bei zusammenfließenden Schleimzellgruppen mit der Schleimbildung und die ebenfalls nachträgliche Auflösung von Membranen bei den Harzgallen und den schizolysigenen Taschen mit der Harzbildung. Daß wir die resinogene Schicht wohl als eine Schleimmembranpartie betrachten dürfen, geht aus der Betrachtung der Sekretbildung in den Kappen der schizolysigenen Sekrettaschen, am deutlichsten wohl aber aus dem Vergleiche einerseits der Cycadeenkanäle, bei denen die Schleimmembran nicht resinogen wird, mit denen der Coniferen und Umbelliferen, wo an der gleichen Stelle eine resinogene Schleimschicht liegt, andererseits der Zwischenwanddrüsen mit den übrigen sezernierenden Hautdrüsen, sowie endlich der Schleimzellen z. B. von Cinnamomum, bei denen die Schleimmembran nicht resinogen wird, mit den Ölzellen derselben Pflanze, bei denen die Schleimmembran resinogen wird, hervor. Interessant ist es zu sehen, daß Substanzen der Schleimgruppe, speziell Schleimmembranen, nicht nur bei der Erzeugung einer resinogenen Schicht in schizogenen Behältern sich beteiligen, sondern auch sehr wahrscheinlich bei der Erzeugung einer resinogenen Schicht in den typischen verkorkten Ölzellen zahlreicher Pflanzen beteiligt sind. Hier nimmt allerdings, wie es scheint, in den meisten Fällen auch das Plasma an der Erzeugung der resinogenen Schicht Anteil. Nur Acorus macht hier eine Ausnahme. Die Ölzellen dieser Pflanze schließen sich in der Sekretbildung mehr an die Öldrüsen und die schizolysigenen Kappen an: das Sekret entsteht in einer Membrantasche. Unaufgeklärt ist noch die Entstehung von Öltröpfchen in gewöhnlichen Parenchymzellen resp. in dem Tracheïdalparenchym der Harzgallen. Eine Beteiligung der Membran konnte hier bisher nicht nachgewiesen werden.

Völlig aufgeklärt ist dagegen der Harzfluß, dessen Gesetz oben entwickelt wurde.

Index.

Abbau des Parakautschuks 1023.
Abieninsäure 540.
Abies 1122.
Abies balsamea 514, 542.
Abies balsamifera Mich. 514.
Abies canadensis 514, 1107, 1122.
Abies Douglasii 547.
Abies excelsa Lam. 513.
Abies mucronata 547.
Abies pectinata 513, 1107, 1122, 1184, 1188.
Abies sibirica Ledeb. 611.
Abies Smithiana London 514.
Abieten 697, 718.
Abietene 579.
Abietenkarbonsäure 718.
Abietin 103, 117, 164, 678.
Abiétine 627.
Abietinolsäure 42.
Abietinsäure 18, 22, 42, 103, 118, 119, 162, 169, 173, 181—183, 185, 518, 523, 547, 555, 576, 590, 593, 597, 598, 615, 621, 629, 631, 654, 658, 677, 687, 700, 718, 719, 745, 1069.
Abietinsäureamid 184.
Abietinsäureanhydrid 119, 183.
Abietinsäurechlorid 184.
Abietinsäurepinoresinolester 185, 621.
Abietin-Sylvinsäure 664.
Abietolsäure 23, 42, 540, 541.
Abietoresen 42, 541.
Abilo 428.
Abushaharee Hing 375.
Acaroid 24, 105, 110, 152, 172, 246.
Acaroid, gelbes 249.
Acaroidharz 55, 86.
Acaroid, rotes 256.
Acaroidsorten 259.
Accra-Copal 768.
Aceite de abeto 593.
Acetophenon 268.
Acetylguajacol 199.
Acetyl-α-Manelemisäure 429.
Acetylverseifungszahl 54.
Acetylzahl 51, 54.
Achras Sapota L. 975.
Acide abietique 117, 555, 597, 626.
Acide guajacique 140.
Acide pinique 518, 555, 626.
Acide pyrogaique 141.
Aconchibalsam 446.
Aconchinibalsam 446.
Acrylharze 153.
Ätherische Öle 4, 69, 1081.
Ätherzahl 45.
Aethylphenylmethyläther 340.
Aethyltoluol 341.
Aethylvanillin 290.
Äußere Drüsen 1148.
Afelemisäure 435.
Afeleresen 436.
Afrikanischer Copaivabalsam 786.
Afrikanisches Bdellium 410, 411.
Afrikanisches Elemi 421, 434.
Agaricin 189.
Agaricinsäure 189, 754.
Agaricum 171.
Agaricumharz 1107, 1187.
Agaricus deliciosus 1228.
Agaricusharz 29, 754.
Agaricussäure 754.
Agathis loranthifolia Salisb. 514.
Agathocopale 29, 725.
Ak 952.

Akaroid siehe Acaroid.
Akra 952.
Akrylsäure 720.
Alban 900, 908, 912, 914, 1026.
Albanan 921, 922, 967.
Alban aus alter Guttapercha des Handels 916.
Alban aus Handelsguttapercha von Sumatra 919.
Albanum 919.
Alben 911.
Aldehydharze 5, 153, 161.
Aleppofichte 513.
Aleuritinsäure 823, 1069.
Alexandrian Laurel 415.
Aliphatische Harze 30, 811.
Aliphatoresine 30, 811.
Allingit 11, 749.
Almacigo 452.
Almeceja 443.
Almessega branca 421, 444.
Almessega-Elemi 444.
Aloë 81, 82, 110, 112, 152, 273, 278, 1165.
Aloë abyssinica 278.
Aloë ferox 275.
Aloëgewinnung 275.
Aloë Perryi 278.
Aloëresinsäure 153.
Aloë socotrina 278.
Aloë vera 278.
Aloë von Aloë ferox 283.
Aloin 278.
Aloresinotannol 287, 1062.
Alonchi 124, 125.
Alouchiharz 89.
Alribeharz 440.
Alstol 933, 952.
Alstoniaarten 1017.
Alstonia costulata Miq. 933.
Alstonin 952.
Alting-Baum 318.
Altingia excelsa 315.
Amberbäume 308.
Ambra 126.
Ambrit 750.
Amer Welter 86.
Amerikanischer Mastix 475.
Amerikanischer Sweet gum 1208.
Amerikanisches Kolophonium 648.
Amerikanisches Harzungsverfahren 515.
Amidodracoalban 265.
Ammoniacum 11, 12, 24, 33, 54, 81, 82, 87, 89, 91, 105, 110, 124, 144, 173, 335, 339, 346.
Ammoniacum electum 335.
Ammoniakgummi 161.
Ammoniacumgummi 330.
Ammoniakharz 162.
Ammoresinotannol 344, 1064.
Amylen 691.
Amyrilen 162, 167, 180, 722.
Amyrin 22, 23, 96, 125, 162, 169, 170, 173, 179, 180, 420, 433, 448, 451, 457, 928, 967, 1071.
Amyrinacetat 950, 967.
Amyrinbenzoat 431, 442, 448, 451.
Amyrine 950.
Amyrinsäure 457.
Amyris 424, 425, 1122.
Amyris balsamifera L. 453.
Amyris elemifera 103, 422, 456.
Amyris elemifera (L) Royle 453.
Amyris-Elemis 124.
Amyrisharz 420.
Amyris Plumieri 453.
Amyris Willd. 425.
Amyron 180, 457.
Amyronacetoxim 180.
Amyronoxim 180.
Anacardiaceenharze 28, 468.
Anacardium 1141.
Anchoinsäure 174.
Andirin 1054.
Angeharzte Stämme 608.
Angelicasäure 832.
Angelim pedra 1054.
Angelim-pedraharz 1106.
Angola-Copal 11, 770.
Angostura-Copaivabalsam 803.
Angnzeh i Lari 374.
Anhydridzahl 45.
Anime 89, 91, 92, 420, 770, 755.
Animeharz 104, 107, 117, 124, 125, 126.
Anisen 134.
Anthiarharz 145.

Antiseptisch 13.
Apenninen-Bernstein 747, 749.
Apfelsäure 178, 829, 1032, 1040, 1041.
Apocyneenkautschuk 1013.
Appareil laticifère 1226.
Arabin 330, 975.
Arabinose 406.
Arabische Myrrha 393, 408.
Araliaceenharze 384.
Ardisiaharz 952.
Araucaria 1122.
Araucaria brasiliana A. Rich. 547.
Araucaria Coockii R. Br. 547.
Araucariaharze 547.
Araucaria intermedia Vieill. 547.
Araucarsäure 547.
Arbol a brea 89, 103, 124, 125, 428.
Arbol a brea-Harze 103, 111, 419.
Arbol de Perú 475.
Arcanson 672.
Archangelica officinalis 1120.
Ardisia fuliginosa Bl. 952.
Ardisiaharz 952.
Ardisiol 952.
Arka 952.
Aromatische, harzesterbildende Säuren 1067.
Arrocho 997, 998.
Articulated laticiferous vessels in Hevea 1230.
Artocarpeenkautschuk 1008.
Arve 513, 585.
Asa 105, 111, 124, 144, 152.
Asa foetida 9, 11, 12, 33, 54, 76, 80, 87, 173, 335, 360.
Asa foetida amygdaloides 374.
Asa foetida aus Bombay 373.
Asa foetida electa 335.
Asa foetida, Gewinnung 361.
Asa foetida in lacrymis 373, 374.
Asaresin 364, 366.
Asaresinotannol 365, 1064.
Asclepias syriaca 950.
Aspidium Filix Mas 1153.
Assam-Terpentin 594.
Astlack 855.
Attrape-Pot 552.
Aufhub 609.
Ausfüllungen 1180.
Auskleidungen der Interzellularen 1128.
Auskleidungen der Vittae 1128.
Ausschüttelung mit Sulfitlauge 177.
Australen 517.
Australischer Sandarac 535.
Autopolymerisation 5.
Autoxydation 13, 668.
Autoxydation beim Kolophonium 18.
Autoxydation der Sylvinsäure 18.
Autoxydation des Pinens 14.
Autoxydation des Terpentinöls 13.
Azelainsäure 174, 817.
Azomarsäure 117, 118, 555.
Azorella gummifera 384.
Azulen 384, 498.

Bacaramanga-Harz, fossiles 145.
Bacia de Folha 997.
Bahia-Copaivabalsam 803.
Baisabol 392, 407.
Balafluavil 966, 972.
Balagutta 967.
Balalban 972.
Balalbanan 970, 972.
Balasán 464.
Balasán-ká-tél 464.
Balata 956.
Baldriansäure 343, 841, 843.
Baliung 895.
Balmalidan 424.
Balsam, dark brown solid 321.
Balsamalen 214.
Balsame 26, 194.
Balsamea Myrrha 391.
Balsam Fir 514.
Balsamito 229, 236.
Balsamo 229.
Balsamo-Balsam 214.
Balsamo blanco 236.
Balsamo de cascara 215.
Balsamo de concolito 237.
Balsamo de contrapique 215.
Balsamo de Guapilla 213.
Balsamo de Mecca 76.

Balsamodendron 385.
Balsamodendron africanum Arnoth 410.
Balsamodendron Commiphora Roxb. 410.
Balsamodendron Ehrenbergianum 391.
Balsamodendron indicum 410.
Balsamodendron Mukul Hook. 410.
Balsamodendron Myrrha Nees 394.
Balsamo de trapo 214.
Balsamo di Cicatan 447.
Balsamo evangelico samaritano 76.
Balsamo peruviano 76.
Balsamtanne 514.
Balsamtropfen 1179.
Balsamum Abietis 539.
Balsamum antarthriticum indicum 1054.
Balsamum Dipterocarpi 489.
Balsamum (Liquidambar) indicum album 323.
Balsamum naturale 235.
Balsamum peruvianum album 236.
Balsamum peruvianum album siccum 236.
Balsam von Eperua falcata 1054.
Balsam von Honduras 322.
Balsam von Terminalia Vernix 145.
Balsam, white crystalline, from Tenasserim 321.
Bals. canadense 97.
Bals. venet. 97.
Bambergers Untersuchungen 185.
Ban 475.
Bandelettes des ombellifères 1128.
Barbadosaloë 279.
Barbadosaloëharz 280.
Barbaloresinotannol 280, 1064.
Barcous 551.
Barracquit de barracqua 551.
Barras 551.
Barrasquite 551.
Bassia-Guttapercha 953.
Bassia latifolia Roxb. 953.
Bassia Parkii 953.
Bassorin 1180.
Bassorinogene Schicht 1181, 1182.
Bastard pine 514.
Batanga 1021.
Baum-Copal 759, 767.
Baume à cochon 467.
Baume de Copalme d'Amérique 82.
Baume Copolme du Missisippi 309.
Baume de la Mecque 82.
Baume de sucrier 467.
Baups acide abiétique et pinique 103.
Bdellium 80, 81, 105, 124, 125, 171, 410.
Beckerit 748.
Bedeutung des Milchsaftes in der Pflanze 1225.
Beisubstanzen 31, 1081.
Belji var. 611.
Beljiabietinolsäure 612.
Beljiabietinsäure 575, 612.
Beljoresen 613.
Benguella-Copal 770.
Benin-Copal 768.
Benzaldehyd 199, 200, 321.
Benzin 138.
Benzharze 28, 194.
Benzoë 9, 10, 63, 81, 82, 85, 87, 92, 96, 97, 98, 99, 105, 124, 136—139, 152, 161, 172, 195, 1198.
Benzoë, Brasilianische 212.
Benzoëharz 120, 137.
Benzoën 127, 134.
Benzoëresinsäure 138.
Benzoësäure 66, 104, 129, 136, 152, 198, 201, 209, 211, 213, 218, 224, 235, 240, 242, 262, 257, 266, 290, 1067.
Benzoësäure, amorphe 131.
Benzoësäure-Benzylester 131, 199, 217, 218, 220, 240.
Benzoësäuredracoresinotannolester 271.
Benzoësäure-Methylester 199.
Benzoësäure-Resinolester 211.
Benzoësäure - Siaresinotannolester 211.
Benzoësalz 66.
Benzoësaures Äthyloxyd 135.
Benzoësaures Methyloxyd 135.
Benzoësorten, andere 12.

Benzol 138, 201, 258, 267, 301, 313, 529.
Benzophenon 199.
Benzophlobaphen 208.
Benzoresinol 202, 206, 210, 211, 325, 1070.
Benzoresinotannol 202, 1064.
Benzoterpen 708.
Benzoyl 149.
Benzoylessigsäure 1067.
Benzoylessigsäuredracoresinotannolester 269.
Benzylwasserstoff 134.
Benzylalkohol 131, 208, 218, 240.
Berengela 105.
Bernstein 8, 23, 29, 63, 76, 83, 89, 97, 101, 110, 116, 120, 121, 736, 1185.
Bernsteinähnliche Harze 749.
Bernsteinkampfer 116, 738.
Bernsteinkolophonium 678, 737.
Bernstein, mürber 11.
Bernsteinöl 121, 678.
Bernsteinsäure 65, 104, 519, 526, 540, 544, 556, 573, 591, 601, 604, 615, 616, 697, 701, 723, 732, 735, 737, 738, 741, 745, 746, 754, 1069.
Bernstein, Schmelzen des 678.
Berzelius' Arbeiten 101.
Bestandteile, entferntere 77.
Betulin 104, 107, 1061.
Betuloretinsäure 1061.
Beulenharz 538.
Beziehungen zu den Cholesterinen 168.
Beziehungen zu den Terpenen 165.
B-Harze 194.
Bicarburet of Hydrogen 139.
Bildung der Harze in der Pflanze 6.
Birkenharz 145, 1061.
Birmanischer Bernstein 749.
Birmanisches Harz 595.
Birma-Terpentin 594.
Birmit 749.
Bisabol-Myrrha 392, 406
Bisabomyrrholole 407.
Biterebentylen 695.
Bitterharze 90.
Bitterstoff 1081, 1082.
Black boy gum 249.
Black Dammar tree 440.
Blattguttapercha 898.
Blaues Baldrianöl 380.
Blaues Galbanumöl 381.
Blaues Sagapenöl 379.
Blaues Millefolium-Öl 380.
Blaues Öl von Inula Helenium 381.
Blaues Öl von Matricaria Chamomilla 382.
Blaues Öl von Valeriana officinalis 381.
Blaues Wermutöl 380.
Blauöle 74, 145, 378.
Blauöl von Asa foetida 381.
Blocklack 813.
Boião 997.
Bol 392.
Bola 392.
Bolax aretioides 384.
Bolaxgummi 384.
Bolax gummifera 384.
Bolletrie 956.
Bombay-Mastix 474.
Bombiccit 753.
Bonastres Sous-résines 89, 95.
Bordeaux-Colophon 118.
Bordeauxterpentin 548.
Bordoresen 16, 42, 560.
Borneo-Copal 730.
Borneo-Kautschuk 1017.
Borneol 116, 738, 741.
Borneo-rubber 1011.
Borneol-Succinoabietinsäureester 742.
Bornesit 1027.
Boswellia Elemi 424, 425.
Boswellia Carteri Birdw. 411.
Boswellia Freriana 422, 424.
Boswellia Freriana Birdw. 434.
Boswellinsäure 4, 412.
Botanybaygummi 246.
Botanybayharz 249.
Bourbon-Tacamahaca 443.
Boussingaults Pastoharz 108.
Box 515, 563.
Box cutting 562.
Boxsystem 562, 565.

Brai clair 672.
Brais 672.
Brais américains 672.
Brai sec 672.
Brandharze 5, 27.
Brandöl 675.
Brasilianischer Copal 12.
Brasilianisches Elemi 420, 421, 423.
Brasilianisches Protium-Elemi 444.
Brasil-Copale 770.
Braunharz 748.
Breau 104, 112, 125, 179, 420.
Breïdin 103, 125, 179, 420.
Breïn 103, 125, 179, 420.
Bréine 103, 420.
Brenzkatechin 152, 185, 200.
Brenzharze 5, 27.
Brenzweinsäure 152, 838, 842.
Bresk von Borneo 933, 952.
Broom pine 513.
Brüche 608.
Bryoïdin 103, 125, 179, 420, 431, 433, 439.
Bryoïdinartiger Körper 451.
Bucaramangit 750.
Bullet tree 956.
Burgunderpech 672, 673.
Bursa-Opopanax 24, 385.
Bursera altissima Baill. 452.
Burseraceenharze 28, 126, 385.
Burseraceen-Opopanax 385.
Bursera-Elemis 124, 425.
Bursera gummifera Jacq. 426, 443, 452.
Bursera leptophloeos Mart. 449.
Bursera tomentosa (Jacq.) Engl. 452.
Burserin 465.
Buruchas 1009.
Buschcopal 725.
Buttersäure 343, 841, 843, 1057.
Butyrospermum 953.
Bysabol 407.

Cachibou-Harz 452.
Caesalpinia echinata 1181.
Caesalpinioideenharze 30, 755.
Cailliots Arbeiten 110.
Cailliots Pimarsäure 22.
Caja Rasamala 315.
Cake-Gamboge 834.
Calamus 259.
Callitris Preissii Miqu. 515, 535.
Callitris quadrivalvis Vent. 514, 525.
Callitris robusta R. Br. 515.
Callitris sinensis 536.
Callitris verrucosa 535.
Callitrolsäure 527, 530, 531.
Calophyllumharzsäure 125.
Calophyllum inophyllum L. 415.
Calophyllum Tacamahaca 443.
Calotropis gigantea R. Br. 952.
Cambogia 833.
Cambogiasäure 837.
Campeche 1183.
Campholensäure 13.
Canadabalsam 11, 89.
Canadinsäure 42.
Canadische Tanne 514.
Canadolsäure 42.
Canadoresen 42, 603.
Canariopsis 425.
Canarium 425.
Canarium bengalense Roxb. 440.
Canarium commune 125, 421, 424, 425.
Canarium edule 422, 424.
Canarium-Elemi 424.
Canarium Mehenbetheni 422, 424, 426.
Canarium Mülleri 440.
Canarium paniculatum 437.
Canarium Schweinfurthii Engl. 435. 440.
Canarium strictum Roxb. 424, 440.
Canarium zephyrinum 424, 440.
Canaux sécréteurs 1104, 1113.
Candenphorbon 1045.
Cannabis sativa 1156.
Caoutschene 1020.
Cap-Aloë 275, 282.
Capaloëharz 282.
Capronsäure 832.
Caprylsäure 832.
Capsicum 1152.

Capsicum annuum 1156, 1158, 1159.
Cap- (u. Uganda-) Aloresinotannol 1064.
Caramyrin 451.
Carbohydrochinonsäure 151.
Carbonylzahl 53, 54.
Carelemisäure 450.
Careleminsäure 450.
Careleresen 451.
Cariamyrin 448.
Caricari-Elemi 447.
Carielemisäure 448.
Carieleminsäure 447, 448.
Carieleresen 448.
Carpen 164, 175.
Carpodinus 1016.
Carre 550.
Carthagena-Copaivabalsam 804.
Carthaginiensische Harze 476.
Cartheuser 74.
Carvestren 166.
Caryophyllen 168, 773.
Cassoneira 1007.
Castilloa 955.
Castilloa elastica Cerv. 991, 1008, 1230.
Castilloakautschuk 1008.
Castilloa Ulei Warb. 1010.
Cativobalsam 804.
Caucheiros 1010.
Caucho 1010.
Caucho blanco 1007.
Caucho negro 1008.
Caulosterin 170.
Cayenneweihrauch 446.
Ceara-Kautschuk 1006.
Cedarit 750.
Cedrus Deodora Loudon 514.
Cerosin 170.
Ceroxylin 96, 125.
Ceylanisches Gummigutt 834.
Ceylonschnitt 998.
Chaddasch 392.
Chakazzi 759.
Challani 490.
Chaudière Dalbouze 555.
Chaudière Dorian 555.
Chaudière Dromart 555.
Chaudière Gabriel Col. 555.
Chaudière Lapeyrère 555.
Chaudière Lartigau 555.
Chaudières ordinaires 555.
Chelidonium 1226.
Chemie des Kautschuk 1010, 1019.
Chewing gum 975.
Chibou-Harz 452.
Chiclagutta 985.
Chiclalban 979.
Chiclalbanan 987.
Chicle 975.
Chicle-Gummi 975.
Chinaïbol 408.
Chios-Mastix 468.
Chiosterpentin 173, 482.
Chir 514.
Chironol 1071.
Chironolsäure 390.
Chloralhydratlösung 41.
Chloralreagens Hirschsohns 397.
Chlorothrin 150.
Chlorproïn 150.
Cholesterilen 722.
Cholesterin 112, 168, 832.
Cholesterine, Beziehung der 721.
Cholesterinreaktionen 170, 973.
Cholesteron 722.
Cholestol 168, 170, 722, 1081.
Chonemorpha macrophylla 1017.
Chromoresine 30, 833, 839.
Chrysaminsäure 285.
Chrysen 115.
Cheer pine 514.
Churus 172.
Chyle 1217.
Ciamicians Reduktionsversuche 161.
Cicatan 447.
Cichoraceen 1227.
Cinchol 169, 170, 1081.
Cinnameïn 128, 130, 132, 133, 134, 217, 220, 241.
Cinnameïn des Tolubalsams 239.
Cinnamen 127.
Cinnamol 127, 177, 290.
Cinnamomin 126, 127.
Cinnamomum Camphora 1176.
Cinnamomum Cassia 1166.
Cinnamylwasserstoff 130.
Ciringa 995.

Ciringeros 995.
Cistus 1153.
Citrus 1105, 1139.
Clarettaharz 1061.
Clitandraarten 1016.
Coarse Myrrhe 407.
Coccus Lacca, Kerr 812.
Coccusrot 816.
Codöl 677.
Colamyrin 438.
Coleleminsäure 438.
Colelemesen 439.
Colleteren 1146, 1148, 1155.
Colophanes 672.
Colophen 117, 162, 182, 1077 — (siehe auch Kolophen).
Colophendihydrür 162, 182, 1077.
Colophenhydrür 162.
Colophin 107, 116, 117, 1077.
Colophinhydrat 116, 1077.
Colopholsäure 97.
Colophon 84, 95, 96, 97.
Colophonbrandsäure 98.
Colophonia Commers. 425.
Colophonia mauritiana DC. 423, 437.
Colophonium 11, 17, 19, 54, 81, 116, 163 — siehe auch Kolophonium.
Colophonium von Pinus maritima 103.
Colophonkali 96.
Colophthalin 691.
Columbia virgin rubber 1007.
Columbisches Tacamahac 446.
Commiphora abyssinica 391, 392.
Commiphora abyssinica (Berg) Engl. 395, 408.
Commiphora (Balsamea) africana Engl. 410.
Commiphora erythraea Engl. 406.
Commiphora Myrrha 391.
Commiphora Myrrha (Nees) 395.
Commiphora Myrrha (Nees) Engl. var. Molmol Engl. 393.
Commiphora Opobalsamum (L.) Engl. 395.
Common Pitsch 571.
Commiphora Playfairii 392.
Commiphora Playfairii (Hook fil) Engl. 395.
Commiphora Roxburghii (Stocks) Engl. 411.
Commiphora Schimperi 391, 392.
Commiphora Schimperi (Berg) Engl. 395, 408.
Commiphora spec. ignot 409.
Commiphora ugogense 409.
Concolito 237.
Congo-Copal 769.
Coniferenbalsame 123.
Coniferendammar 485.
Coniferenharze 28, 114, 513.
Coniferenharzkristalle 102.
Coniferenharzsäure 117, 162.
Coniferenharzsäuren, Übersicht 679.
Coniferenteere 678.
Conimaharz 171, 426, 446.
Conimen 446.
Convolvulaceen 1223, 1224.
Convolvulin 886, 889.
Convolvulinol 887.
Convolvulinolsäure 887.
Convolvulinsäure 887.
Convolvulus Scammonia L. 886.
Copaiba 771.
Copaiba conjugata 767.
Copaibo-Copal 30, 755, 767.
Copaiboresen 779.
Copaifera 771, 1105, 1106, 1110, 1183, 1206.
Copaifera Demeusii 769.
Copaivabalsam 81, 102, 103, 121, 122, 172, 771.
Copaivalsam, Angostura- 12. 803.
Copaivabalsam, Bahia- 12, 803.
Copaivabalsam, Carthagena- 11, 804.
Copaivabalsam, Illurin- 11, 786.
Copaivabalsam, Maracaibo- 11, 54. 773.
Copaivabalsam, Maturin- 11. 804.
Copaivabalsam, Para- 11, 54. 782.
Copaivabalsam, Surinam- 11. 802.
Copaivaharz 108, 122.
Copaivaöl 123.
Copaivasäure 107, 122, 172. 492, 772.

Copaivasäure des Handels 510.
Copaivasäure (Merck) 510.
Copaivasäure (Gehe u. Cie.) 510.
Copal-Dammar 1198.
Copale 10, 55, 81, 92, 94, 95, 96, 98, 99. 101, 121, 163, 755.
Copale, Handelsname 757.
Copale, physikalische Eigenschaften 730.
Copal from the tree 759.
Copalgewinnung in Neuseeland 725.
Copalgräberei 726.
Copalharzseifen 758.
Copalin 749.
Copalmbalsam 126.
Copaloresen 42, 766.
Copalsäure 761.
Copalschmelzerei 757.
Copalwäscherei 757, 759.
Cornering 563.
Cortex Thymiamatis 288.
Couranoura 456.
Cowdee-Copale 726.
Cowrie 726.
Cow-wood-Milch 958.
Crampon 551.
Crop 567.
Crot 551.
Crownaloë 282.
Cuajïote 483.
Cuban pine 513, 514.
Cumarin 230, 246.
Cumol 689.
Cup 571.
Cup and guttersystem 569.
Cupreol 170, 1081.
Curaçaoaloë 281.
Curaçaoaloëharz 281.
Curaloresinotannol 282, 1064.
Curiharzsäure 547.
Cymol 692.

Dacrydium cupressinum 619.
Dacryodes 425.
Dambonit 955, 1027.
Dammar 17, 54, 115, 116, 172, 483.
Dammara alba Rumph. 514. 1122.
Dammara australis Don. 515, 726.
Dammara australis, Harz 120.
Dammara Gärtn. 425.
Dammaran 120.
Dammara orientalis Lam. 514, 730.
Dammara ovata 726.
Dammargewinnung 484.
Dammarharz 120, 485.
Dammarol 116.
Dammarolsäure 486.
Dammaron 116.
Dammaroresen 5, 42, 488.
Dammarsäure 120, 727.
Dammaryl 120.
Dammarylhydrat 120.
Dammarylsäure 120, 485.
Dammarylsäurehydrat 120.
Danialban 1028.
Daniella 1110, 1206.
Dechsel 580.
Defumação da borracha 999.
Destillation der Harze 673.
Destillation, trockene 114, 163.
Destillation, trockne von Holz 5.
Destruktionslücken 1107.
Deutsch-ostafrikanischer Copal 767.
Dexel 560, 582.
Dextropimarsäure 22, 181, 182, 519, 592, 637.
Dichopsis 1228.
Dichte der Harze 10.
Dideceu 676.
Didécène 694.
Didthin 392.
Dieterichs Versuche 48.
Diggerfichte 579.
Dihydrozimtsäure 223.
Dimethylbernsteinsäure 773.
Dimethyl-cyclo-octadiën 1024.
Dimethylisopropylphenanthrenkarbonsäure 719.
Dimethylparakonsäure 167, 685.
Dinit 750.
Dinitroguajacol 185.
Dioxysylvinsäure 19, 648.
Dioxyzimtsäure 348.
Dip 565.
Dipenten 163, 166, 517, 696, 1020.
Dipinen 715.

Dipper 561, 566.
Dipping 565.
Dip spoon 566.
Dipterocarpeen-Dammar 172, 483.
Dipterocarpeenharze 28, 483.
Dipterocarpus 1105, 1111, 1122.
Dipterocarpus alatus Roxb. 491.
Dipterocarpus crispalatus 491.
Dipterocarpus laevis 491.
Dipterocarpus retusus 491.
Dipterocarpus trinervis 491.
Dipterocarpus tuberculatus Roxb. 512.
Dipterocarpus turbinatus 490, 503, 1140.
Dipto-Dammar 12, 483.
Distillation à la vapeur 671.
Ditereben 117.
Diterebentyl 676, 694.
Diterebentylen 676, 694.
Diterebinsäure 713.
Diterpen 690, 696, 697.
Dodekahydrür des Ditolyls 695.
Doona 172.
Doonaharz 489.
Doona zeylanica 172, 489.
Doppelkandelaberschnitt 1006.
Doppelte Bindungen 1078.
Double fir 514.
Douglas spruce 547.
Douglas spruce fir 547.
Dracaenadrachenblut 262.
Dracenin 261.
Drachenblut 9, 55, 84, 92, 104, 105, 145, 152, 173, 260.
Drachenblut, canarisches 262.
Drachenblut, ostindisches 262.
Drachenblut, socotrinisches 262.
Drachenblutsorten 273.
Drachenblut von Daemonorops Draco 262.
Drachenblut von Dracaena Cinnabari 263.
Drachenblut von Dracaena Draco 263.
Drachenblut von Dracaena schizantha 262, 263.
Dracin 261.
Draco 259.
Dracoalban 264.
Draconin 261.
Draconyl 127, 261, 267.
Dracoresen 42, 264.
Dracoresin 264.
Dracoresinotannol 266, 1064.
Dracyl 127, 134, 261, 267.
Dracylsäure 261.
Dragendorffs Gang 147.
Drehungsvermögen der Harze 22.
Drüsen 1112, 1148.
Drüsenflächen 1152, 1156, 1159.
Drüsenflecke 1156, 1159.
Drüsenhaare 1146, 1151.
Durchsichtige Punkte der Blätter 1103, 1104, 1110.
Dyera costulata Hook 933, 952, 1017.

Echte Copale 755.
Echtes Tacamahac 415.
Edeltanne 513.
Edible pine 514.
Edukt 65.
Einfache, innere Drüsen 1164.
Einschlüsse 8, 23, 24.
Einteilung der Harze 26, 27.
Elaphrium tomentosum 443.
Elementaranalyse, Einführung der 92.
Elementaranalysen, erste der Harze 95.
Elementaranalysen von Harzen 104.
Elemi 11, 81, 82, 83, 85, 89, 92, 105, 108, 120, 124, 125, 161, 171, 179, 419.
Elemi americanum 422.
Elemi aus Französisch-Guyana 422.
Elemi aus Mexico 424.
Elemi aus Para 423.
Elemi indicum 422.
Elemi mexicanum 422.
Elemin 125.
Eleminsäuren 460.
Elemis par excellence 426.
Elemisäuren 420, 429, 460.
Elemi von Canarium commune 422.
Elemi von Guyana 426.

Elemi von Mauritius 423.
Elemi, westindische 92.
Eleresen 427, 459, 463.
Elsässer Terpentin 537.
Emodi pine 514.
Eng 512.
Entleerungsapparat der inneren Drüsen 1139.
Enzyme 32, 1056, 1081.
Enzymoresine 30, 851.
Epern 1054.
Eperua falcata 1054.
Erdharz 702.
Erdschellack 246, 256.
Erstarrungsfiguren 9.
Erstarrungsformen 9.
Erythrolaccin 826.
Erythroresinotannol 257, 1064.
Esconarte 550, 551.
Essence 553.
Essigsäure 1069.
Esterharze 1062.
Esterzahl 44, 54.
Eucalyptus 1134.
Eucalyptusharz 172.
Eucommia-Guttapercha 952.
Eucommia ulmoides 952.
Eugenia 1134.
Eugenol 621.
Euosmit 750.
Euphorbia 1218, 1227, 1228.
Euphorbia Candelabro 1045.
Euphorbia Cattimandoo W. 1052.
Euphorbiaceenkautschuk 993, 1022.
Euphorbiaceenkautschuke, andere 1007.
Euphorbia elastica Altamirano et Rose n. sp. 1008.
Euphorbia eremocorpus 1022.
Euphorbia geniculata Orteg 1052.
Euphorbia Lathyris 1052.
Euphorbiamilchsäfte 1052.
Euphorbia rhipsaloides Welw. 1007.
Euphorbia Tirucalli L. 1052.
Euphorbien 1227.
Euphorbinsäure 1036.
Euphorbium 23, 30, 81, 82, 83, 89, 105, 108, 124, 145, 172, 178, 1032.
Euphorbiumgruppe 1032.
Euphorbon 178, 1032, 1043, 1071, 1078.
Euphorboresen 1039.
Europäischer Kautschuk 1018.
Excoecaria biglandulosa 1007.
Exkret-Behälter 1113.
Exkretzellen 1164.
Extracto-résines 90.
Extractum gummosum 75.
Extraktharze 90.
Extraktionsmethoden 73.
Extraktivstoff 89.

Fabianaharz 173.
Fadhli-Myrrha 392, 408.
Fahrions Hypothese 18.
Faktis 5.
Familien der Harzpflanzen 6.
Faradayin 1020.
Farbe der Harze 10.
Farbenveränderung 10.
Farbe und Härte 10.
Farbharze 30, 833, 839.
Fausses glandes 1112.
Federharze 27, 88.
Federstoff 79.
Feigenwachs 1012.
Fenchen 518, 166.
Fernambuc 1183.
Feroaloresinotannol 283, 1064.
Ferreira spectabilis Allemao 1054, 1106.
Ferula alliacea 361.
Ferula foetida Regel 361.
Ferula galbaniflua 346.
Ferulasäure 153, 184, 330, 363, 364, 365, 368, 369, 377, 620, 1068.
Ferulasäure-Asaresinotannolester 366.
Ferulasäureester des Asaresinotannols 372.
Ferulasäureester des Oporesinotannols 378.
Fettharze 30, 811.
Fettsäuren, oxydierte 18.
Fett- und Harzsäuren, Trennung 55.

Fichte 25, 513, 597, 606.
Fichtelit 686, 703, 752.
Fichtenharz 113, 597, 611.
Fichtenteer 979.
Ficus 1228.
Ficus cerifina 1012.
Ficus elastica Roxb. 1011.
Ficuskautschuk 1010.
Ficus prolixa 1010.
Ficus Rigo 1011.
Ficus rubiginosa 172.
Ficus Schlechteri 1010, 1011.
Ficus Vogelii Miq. 1010.
Five leaved pine 514.
Fließen 9.
Flores succini 64.
Flnavil 907, 912, 916, 922, 936, 939, 946, 958.
Flüssiger Schellack 825.
Flnorenonkarbonsäure 698.
Föhre 513.
Föhrenharz 113.
Folliculi cellnlares 1113.
Form der Harze 8.
Formaldehydharze 4.
Forsteronia floribnnda 1017.
Fossile Coniferenharze 736.
Fossile Coniferenharze, andere 750.
Fossiler Copal 725.
Franchimonts Harzbildungstheorie 158.
Francincense pine 514.
Französiches Kolophonium 671.
Französisches Verfahren 515.
Fraxinus Ornus 1158.
Frenella Fontanesii Mirb. 514.
Frenella robusta Cunn. 515.
Fumariaceen 1226.
Fune 139.
Funtumia elastica 1015.
Furfurol 405.

Gabon-Copal 11, 769.
Gänsehaut der Copale 9.
Galbanum 11, 54, 76, 81, 82, 89, 91, 105, 110, 124, 144, 152, 173, 335, 346, 477.
Galbanumgummi 330.
Galbanumsäure 347, 354.
Galbaresinotannol 351, 723, 1064.
Galipot 81, 551.
Galizischer Bernstein 750.
Gallussäure 958.
Gamboge 833.
Ganda beroza 514.
Gangartige Sekretionsorgane 1113.
Garcinia 1122.
Garcinia Mangostana-Harz 145.
Garcinia Mangostana L. 850.
Garcinia Morella 833.
Garcinia Morella β-pedicellata 833.
Garcinolsäure 846, 847, 848.
Gardenia-Harz 1066.
Gardjanbalsam 489.
Gardschan 490.
Garjan 490.
Garjantel 489.
Gascardia madagascariensis Targ. Tozz. 831.
Gataf 392.
Gebrochene Stämme 608.
Gedanit 11, 739, 747, 748.
Gefäßansfüllungen 1181.
Gegrip-Sundrik-Kautschuk 1017.
Gemeiner oder französischer Terpentin 548.
Gemmage 549.
Gemmage à mort 553.
Gemmage à vie 553.
Gemmage-épuisement du pin d'éclaircie 553.
Gemmage-épuisement préalable à la coupe rase 553.
Gemmage système Hugues 551.
Gemme au crot 551.
Gemme molle 9, 551, 554.
Gentiol 169.
Geocerit 750.
Geoffroyin 1054.
Geomyricit 750.
Geraçao 955.
Gerbstoff 1143, 1163.
Gerbstoffe u. deren Beziehungen zu den Harzen 154.
Gerbstoff, künstlicher 87.
Gesamtverseifungszahl 54.

Getah 894, 1011.
Getah achin 1011.
Getah adjak 952.
Getah Borneo 1017.
Getah gitau 1017.
Getah-Gutta 30, 893, 904, 1022.
Getah lahoe 1012.
Getah pertcha 893.
Getah susu 1017.
Gewinnung des Japanlackes 853.
Gewinnung des Juraterpentins 598.
Glandes 1112, 1147.
Glandes de chair 1112.
Glandes déprimés 1112.
Glandes en mamelon 1147.
Glandes extérieures 1148.
Glandes florales 1147.
Glandes globulaires 1147.
Glandes intérieures 1112.
Glandes vésiculaires 1112.
Glandulae impressae 1112.
Glandulae vesicales 1112.
Glaucium 1226.
Glessit 748.
Gloriaharz 614.
Glucoresine 30, 31, 886.
Glycosido-Jalapinolsäure 889.
Gô 853.
Gokal-dhup 440.
Gôlok 895.
Goma Archipin 483.
Gomartharz 425, 426, 452.
Gomma de Sonora 820.
Gräberharz 478.
Grätenschnitt 999, 1002, 1006.
Grandel 515, 580.
Grandelhacke 580, 582.
Grasbaumgummi 246.
Grasöle 1164.
Grass-tree gum 246.
Griechisches Harz 586.
Grünspan 609.
Guajac 10, 81, 82, 83, 89, 92, 96, 97, 98, 99, 105, 152.
Guajacblau 144, 187, 809.
Guajacbrandsäure 140, 807.
Guajacen 140, 141, 806.
Guajacgelb 186, 806, 809.
Guajacharz 55, 63, 85, 88, 139—143, 162, 186—188, 805.
Guajacharzsäure 142, 186, 806, 808, 1070.
Guajacharz von Peru (Res. guajac. peruviana aromatica) 806.
Guajacin 140.
Guajacinresinol 1071.
Guajacinsäure 186, 806, 808, 1071.
Guajacöl 186.
Guajacol 142, 186, 199, 368, 621, 807.
Guajaconsäure 143, 186, 806.
Guajacsäure 140, 143, 186, 806, 809, 1071.
Guajacum 1180.
Guajacum officinale 805, 1183.
Guajacylhydrür 807.
Guajacylsäure 186, 806.
Guajacylwasserstoff 141.
Guajakresinol 1070.
Guajakonresinol 1071.
Guajen 186.
Guajin 807.
Guajol 141, 142, 186, 807.
Guaretinsäure 142.
Guayulekautschuk 1018.
Gugul 411.
Guibourtia copallifera 768.
Guinafluavil 937, 939.
Guinafluaviloresinol 938, 939, 1071.
Guinagutta 943, 944.
Guinalban 926, 939, 940, 941.
Guinalbanan 942.
Guinalbaresinol 927, 941, 942, 1071.
Gummasen 331, 332, 337, 885.
Gummi 32, 81, 883, 977, 1081.
Gummi arabicum 335.
Gummi der Gummiharze 331.
Gummi der Umbelliferengummiharze 330.
Gummi des Gutti 885.
Gummi-Enzyme 331, 885.
Gummi-Enzym-Gemisch 404.
Gummiferment 337, 883.
Gummifluß 1209.
Gummigänge der Cycadeen 1115.
Gummigutt 54, 145, 152, 833.

Gummigutt, Gewinnung 834.
Gummiharze 26, 330.
Gummiharze der Burseraceen 385.
Gummiharze der persischen Umbelliferen 338.
Gummilack 11, 83, 95, 98, 99, 101, 171.
Gummilack von Madagaskar 831.
Gummi-Oxydasen 885.
Gummi resina hederae 384.
Gummistoff 79.
Gummizahl 54.
Gum vessels and resiniferous 1098.
Gurjoresen 497, 510, 511.
Gurjoresinolsäure 508.
Gurjunbalsam 12, 54, 172, 489.
Gurjunbalsamgänge 1105.
Gurjunbalsamöl 493.
Gurjun-Balsam-Sorten des Handels 493.
Gurjunharz 492.
Gurjunsäure 492, 772.
Gurjuresinol 501, 504, 507, 510, 511, 772, 1070.
Gurjuturboresinol 503, 510, 511, 1070.
Gutta 900, 904, 912, 919, 922, 1019, 1020.
Guttan 903, 922.
Gutta patani 1011.
Gutta rambong 1011.
Gutta-Shea 953.
Gutta susu 1011.
Guttapercha 17, 30, 893, 1230.
Guttapercha, Gewinnung 894, 896.
Guttaperchaharze 1069, 1070.
Guttapercha, hergestellt durch Extraktion der Blätter 898.
Guttaperchakultur 899.
Guttaperchasammler 895.
Guttapercha von Deutsch-Neu-Guinea 933.
Guttapercha von Guengen 954.
Guttapercha von Mimusops Henriquesii 974.
Guttapercha von Palaquium borneense 949.
Guttapercha von Palaquium Lobbianum 949.
Guttapercha von Palaquium oblongifolium 949.
Guttapercha von Palaquium obscurum 949.
Guttapercha von Palaquium Treubii 950.
Guttapercha von Palaquium Vrieseanum 949.
Guttapercha von Payena Leerii 911, 949.
Guttapercha von Surinam 956.
Gutter 571.
Gutti 9, 10, 33, 76, 81, 96, 105, 124, 833.
Gwan 475.

Habaghadi 392.
Hachot 551.
Hachot à échellons 550, 551.
Hack 564.
Hackendahls Säure aus Black Pitch 22.
Hacker 561.
Hadramaut-Myrrha 392, 408.
Häringsgrätensystem 1003.
Härte der Harze 10.
Haking 564.
Halbharze 27, 89, 90.
Halepopininsäure 588.
Halepopinitolsäure 588.
Halepopinolsäure 588.
Hallersche Pimarsäure 182.
Hallers Sylvinsäure 22.
Hancornia speciosa Müll. Arg. 1013.
Hard gum 566.
Hardwickia 771.
Hardwickiabalsam 804.
Hardwickia Mannii 786.
Hardwickia pinnata Roxb. 804.
Hartharze 27, 88.
Hartin 751.
Hartit 750.
Harzabsatz aus Terpentinöl 109. 1077.
Harzalkohol 31, 178, 194, 1069.
Harzanalysen 76.
Harzbalsam von Pistacia Terebinthus 517.

Harz, Begriff 3.
Harzbehälter 1113.
Harzbehälter und Harzbildung bei den Polypodiaceen 1153.
Harzbeil 607.
Harzbeulen 537.
Harzbeulen der Tanne 537.
Harzbildung 7.
Harzbildung, Gesetze 112.
Harzbildung, Theorie 109, 130, 134, 135, 154, 155, 159.
Harz der Aleppischen Kiefer 586.
Harz der Fruchtschale von Garcinia Mangostana 850.
Harz des Berzelius 97.
Harz des Lärchenschwammes 189.
Harz des Terpentins 96.
Harzdestillation 675.
Harzdestillation in dem Departement des Landes 558.
Harzdrüsenflecke 1156.
Harzdrusen 1193.
Harze, Analyse 37, 38.
Harze, aromatische 88.
Harze aus ätherischen Ölen 154, 1077.
Harze, balsamische 90.
Harze des primären Harzflusses 525.
Harze des sekundären Harzflusses 548.
Harze, echte 27.
Harze, elektronegative 99.
Harze, Entstehung 109.
Harze, Enstehungsgesetze 113.
Harze, fossile 8.
Harze, indifferente 88, 100, 194.
Harze, Klassifikation 88.
Harze, Konstanten 55.
Harze, Konstitution 36, 111, 176, 684.
Harze, künstliche 153, 154.
Harzelektrizität 96.
Harze, Lichtempfindlichkeit 80.
Harze, Löslichkeit 39.
Harze, Pathologische 27, 29.
Harze, Physiologische 27, 28.
Harze, physiologische Chemie der 35.
Harze, purgierende 88.
Harzen 515.
Harzer 598.
Harze, Reaktionen 38, 1131.
Harze, recent-fossile 8.
Harze, recente 8.
Harzerzeugung 1120.
Harze, scharfe 88.
Harze, Schwankungen in der Zusammensetzung 34.
Harzessenz 163, 673, 715, 688.
Harzester 31, 205.
Harzester, künstlich dargestellt 204.
Harze, Synthese 36.
Harze, Verwendung in der Praxis 57.
Harzfichten 608.
Harzfliesen 8, 1196.
Harzfluß 7, 517, 524, 1187.
Harzfluß, Gesetz 7, 1206.
Harzfluß, primärer 7, 1188.
Harzfluß, sekundärer 7, 1188, 1191.
Harzgänge 1113.
Harzgallen 8, 1106, 1178, 1184, 1194.
Harzgallen, falsche 1196.
Harzgas 674.
Harzgefäß 1114.
Harzige Substanzen, in Braunkohlen- und Torflagern vorkommend 120.
Harzkali 96.
Harzkanäle 1113.
Harzkörnchen 1179.
Harzkörper, Bestandteile der 31.
Harzkonstitution, Theorie der 106, 684.
Harzkorb 607, 109.
Harz, künstliches 177, 187, 188.
Harzlackfirniß 674.
Harzlücken 1106.
Harzmäntel 1060.
Harzmehl 1179.
Harznaphta 134, 676.
Harznutzung 25.
Harznutzung, Methoden 515.
Harz- oder Ozellen 1164.
Harzöl 163, 673, 688, 693, 715.
Harzöl, blaues 675.

Harzöl, braunes 675.
Harzöldestillation 674.
Harzölfirniß 674.
Harzöl, grünes 675.
Harzölindustrie 673.
Harzöl, leichtes 674.
Harzöl, raffiniertes 675.
Harzöl, schweres 675.
Harzproduktion 6.
Harzproduktion und Klima, Beziehung zueinander 25.
Harzradikal 108, 149, 708, 1077.
Harzreagentien 1131.
Harzreißer 580.
Harzrisse 1186.
Harzsäureester 758.
Harzsäuren 31, 1075.
Harzsäuren aus Terpentinöl 15, 1077.
Harzsäuren, kristallographische Bestimmungen der 175.
Harzsäuren, oxydierte 18.
Harzschmieren 3, 171.
Harzseifen 91, 677.
Harz sicherer Provenienz 182.
Harzspiritus 675, 688.
Harzstoff 79.
Harz, synthetisches 188.
Harztalg 676.
Harztheorie 127.
Harztran 676.
Harztröpfchen 1179.
Harz- und Gummiharzschläuche 1164.
Harz- und Ölbehälter 1164.
Harz- und Ölräume der Pfefferfrucht 1163.
Harz- und Schleimabsonderung in den Laubknospen 1148.
Harzung 515.
Harzung im Voigtlande 608.
Harzungsverfahren von H. Mayr 516.
Harzverteilung 24.
Harz von Botany Bay 83.
Harz von Pinus silvestris 589.
Harz von Pinus Strobus L. 593.
Harzzahl 48, 54.
Hautdrüsen 1146.
Hazondrano 1017.
Hedera 124, 1122.
Hedera Helix 384.
Hedwigia balsamifera Sw. 82, 468.
Heerabol 392.
Heerabol-Myrrha 391.
Heerabo-Myrrhol 398, 402.
Heerabomyrrholol 401.
Heeraboresen 400.
Heldts Harzbildungstheorie 113.
Hemlock Spruce 514.
Hemprichia Myrrha 392.
Heptacarbure quadrihydrique 134.
Heptan 579, 691.
Hepten 164.
Heptin 691.
Heptylen 117, 164, 690, 697.
Hermbstädts „Anleitung“ 79.
Hesse-Salkowskische Reaktion 973, 988.
Heß' Harzbildungstheorie 107.
Hevea 1228, 1230.
Hevea brasiliensis Müll. 994, 1230.
Hevea discolor 995.
Hevea guyanensis Aubl. 994.
Hevea-Kautschuk 993.
Hevea Sieberi Warb. 994.
Hevea Spruceana Müll. Arg. 994.
Heveen 1020.
Hexahydrocymol 692.
Hexahydrosagaresinotannol 365.
Hexahydrotoluol 692.
Hing 361.
Hing Kandaharee 374.
Hingra 361, 363.
Hingra Asa foetida 363.
Hingu 361.
Hippursäure 133.
Hirschsohnsche Reaktion 973, 988, 1090.
Hirschsohns „Natronsalze“ aus Gurjunbalsam 505.
Hirschsohns „Neutralkörper“ aus Gurjunbalsam 499.
Hlasiwetz und Barths Studien 153.
Hlasiwetz Untersuchungen 152.
Hoaper Oil 802.
Hôchô 855.
Hoepal Oil 802.

Hofmannit 753.
Holzöl 489.
Holzparenchym, abnormes 1184.
Homobrenzcatechin 621.
Homoparacopaivasäure 785, 801.
Hondurasbalsam 322.
Honduresen 322.
Honduresinol 322, 324, 325.
Honduresinotannol 322, 326.
Honduroresen 324.
Honduroresinol 1070.
Hopfenbittersäure 1060.
Hopfendrüsen 1148.
Hopfenharz 145, 1060.
Hotai 411.
Hüblsche Jodzahl 45.
Huile de bois ordinaire 491.
Huile fixe 689.
Huiles pyrogénées 672.
Huleros 1009.
Humiriabalsam 456.
Humiria balsamifera St. Hill 456.
Humiria floribunda Mart. 456.
Humulon 1060.
Hyawagummi 446.
Hyawaharz 426.
Hydriertes Reten 696.
Hydrocarotin 170, 1081.
Hydrocarpol 164, 175, 714.
Hydrorhodeoretin 886.
Hydrure de gnajacyle 141.
Hymenaea 770, 1197.
Hymaenaeo-Copale 30, 755, 770.
Hymenaea Courbaril L. 770.
Hyoscyamus niger 1158.
Hypogallussäure 151.

Icacin 179, 420, 426, 446.
Icica 424, 425.
Icica Carana 424.
Icicaharz 104, 112, 125, 426.
Icicaharz aus British Guyana 420.
Icica heptaphylla Anbl. 446.
Icica Icicariba 422, 423, 449.
Icican 104, 125, 420.
Icica viridiflora 423, 426, 452.
Icicopsis Engl. 425.
Iciquior cedar 452.
Idioblasten 1164, 1226.
Idrialin 115.
Idrialit 753.
Ilexalkohol 1081.
Illicylalkohol 170, 1081.
Illurinbalsam 786.
Illurinsäure 779, 787, 1076, 1078.
Imperatoria Ostruthium 1121.
In 512.
Inclusen 737.
Indian blue pine 514.
India-Rubber 1011.
Indifferente Harzsubstanz 626.
Indio des cudo 452.
Indischer Balsam, weißer 323.
Indischer Copal 730.
Indisches Bdellium 410.
Inhambane-Copal 767.
Inma 512.
Innere Drüsen 1112.
Innere Haut 1124, 1182.
In-Öl 512.
Inosites 955.
Interzellulare Sekretbehälter 1114.
Interzellulare Sekretbehälter mit milchsaftähnlichen Emulsionen 1225.
Inthlaka 767.
Ipomoea operculata Mart. 886.
Ipomoea Orizabensis 886.
Ipomoea Purga Hayne 886.
Ipomoea simulans Hanb. 886.
Ipomoea Turpethum 1224.
Ipomoea Turpethum R. Br. 886.
Ipomsäure 887, 889.
Ire 1014.
Isoalstonin 952.
Isobutylaldehyd 691.
Isobutyltoluol 694.
Isocareleminsäure 450.
Isocarieleminsäure 447.
Isocarveol 168.
Isocolelemisäure 438.
Isoeleminsäuren 460.
Isoelemisäuren 460.
Iso-Eugenol 621.
Isoferulasäure 364.
Isolariciresinol 622.
Iso-Palabietinsäure 22.

Isosphaeritalban 920, 922, 928.
Isophtalsäure 160.
Isopren 1020.
Isosylvinsäure 22, 697, 709,
Isosylvinsäureanhydrid 709.
Isotacelemisäure 441.
Isotrachylolsäure 763.
Isuvitinsäure 152, 164, 838, 842, 845.
Istrischer Bernstein 750.
Ixolyt 750.

Jafaloresinotannol 285, 1064.
Jaferabad-Aloë 285.
Jaferabadaloëharz 285.
Jalapin 886, 889.
Jalapinol 887.
Jalapinolsäure 887.
Jalapinsäure 887, 889.
Jalappe 90, 91, 96, 97.
Jalappenharz 12, 105, 886.
Jalappin 886.
Jalapurgin 887, 889.
Japanische Fichte 595.
Japanischer Bernstein 749.
Japanischer Lack 332.
Japanischer Terpentin 595.
Japanlack 22, 851.
Japopininsäure 596.
Japopinitolsäure 596.
Japopinolsäure 596.
Jaulingit 750.
Jodzahl 54, 1078.
Johns Analysen 83.
Juraterpentin 598.
Juroresen 16, 42, 603.
Jutuicisica 424.
Juwashur 376.

Kafal 385.
Kaffeesäure 184, 620, 622, 1068.
Kaki-gama 853.
Kálá dammar 440.
Kalischmelze 151.
Kalmus 1174.
Kamala 1158.
Kamerun-Copal 769.
Kamerun-Elemi 434.
Kampfen 166, 518.
Kampfin 676.
Kampher 116, 347, 1175.
Kampher aus Bernstein 64.
Kampherharz 750.
Kamphersäure 13, 110, 111, 340, 352, 723.
Kamphersäure-aldehyd 14.
Kampfhersuperoxyd 13.
Kamphoronsäure 111, 160, 340, 347, 352, 723.
Kamphresinsäure 110, 144, 150, 330, 340, 347, 352.
Kanadabalsam 542.
Kanadinolsäure 545.
Kanadisches Terpentin (von Abies balsamea) 103, 117.
Kanadolsäure 544.
Kanadoresen 546.
Kanalgewebe 1139.
Kandaharee Hing 374.
Kanyin-hyu 491.
Kanyin-in 491.
Kanyin-ni 490.
Kanyin-Öl 489.
Kanyin-oil 489.
Kanyoung 490.
Karpathischer Terpentin 585.
Karpen 714.
Karet 1011.
Karitegutta 953.
Kaugummi 975.
Kauharz 185, 469, 620.
Kauri 485.
Kauricopal 9, 121, 163, 1077.
Kaurie 726.
Kaurie-Buschcopal 727.
Kaurie-Copal 11, 725.
Kauriefichte Neucaledoniens 726.
Kauriefichte Neuseelands 726.
Kaurie Gum 725.
Kaurie Resin 725.
Kaurinsäure 23, 727.
Kaurinolsäure 729.
Kauriwälder 725.
Kaurolsäure 728.
Kauronolsäure 729.
Kauroresen 729.

Kautschu-Gutta 30, 989, 1019, 1020, 1022, 1023.
Kautschuk 17, 30, 90, 110, 892, 1228, 1230.
Kautschukgruppe 989.
Kautschukharze 1025.
Kautschukin 1020.
Kautschuk, künstlicher 4, 5.
Kautschuk liefernde Pflanzen 891.
Kautschukliteratur 994.
Kautschukmisteln 1018.
Kautschukozonid 1023.
Kautschuksammler 995, 1009.
Kautschukstoff 79.
Kautschuk-Synthese 1020.
Kautschuksurrogate 5.
Kawamuki 854.
Kebukatel 514.
Kerngummi 1181.
Kernharz 805, 1178, 1180, 1213.
Kernholz 1180.
Ketonsäure 161, 184.
Ketonsäure $C_{10}H_{16}O_3$ 686.
Ketoxim 257.
Khasia Dingsa 514.
Kicksia elastica 1015.
Kickxiakautschuk 1015.
Kieselcopal 9, 11, 768.
Kiefer 25, 513, 589.
Kiefernharz 590.
Kikekunemalo 424.
Kimala 318.
Kindaï Harz 315.
Kinos 1164.
Ki-shô-mi 855.
Ki-urushi 851.
Klaffen 580.
Knieholz 513.
Koagulation 890, 991.
Koagulationsmittel 991.
Koaleszenz 992.
Koaleszenzmittel 991, 993.
Koalisation 992.
Köflachit 750.
Könleinit 751.
Könlit 751.
Körnerlack 813.
Köttsdorfersche Zahl 45.
Kohlenbenzoësäure 130, 220.
Kolophen siehe auch Colophen 709, 715.
Kolophendihydrür 697.
Kolopholsäure 626.
Kolophonbrandsäure 626.
Kolophonin 690.
Kolophonium 555, 623, 1077, siehe auch Colophonium.
Kolophonsäure 598, 626.
Kompositenkautschuk 1018.
Konstitution der Coniferenharzsäuren 684.
Konstitutionserschließung 111.
Konstitutionsformel 164, 684.
Konstitutionsformel der Abietinsäure 685.
Kopal siehe auch Copal.
Kopale, schwerlösliche 678.
Kopalharzsaure Alkalien 758.
Kopalharzsaure Metalloxyde 758.
Kopfhaare 1148.
Kraemers Kohlenwasserstoff $C_{18}H_{28}$ 697.
Krantzit 749.
Krautsche „Säure“ aus Benzoë 203.
Kremels Versuche 43.
Kreosol 621.
Kristallalban 918, 922, 927, 940.
Kristall (blättchen) alban 941.
Krummholz 513.
Kugel-Copal 767.
Kultur der Guttaperchabäume 899.
Kuntz' Säure aus Burgunderpech 22.
Kuntz' Säure aus Colophonium 22.
Kurome-urushi 856.

Labatuts Versuche 19.
Labiatendrüsen 1147, 1160.
Lacc 84, 124.
Lacca in granis 813.
Lacca in massis 813.
Lacca in ramulis 813.
Laccainsäure 820.
Lacca in tabulis 813.
Laccase 332, 877.
Laccharz 145.
Laccinsäure 816.

Lacc-Lacc 813.
Lache 560, 580.
Lachen 515, 607.
Lachenmeißel 560.
Lachten 515, 607.
Lack-Dye 813, 815.
Lacke 758.
Lacken 607.
Lackester 758.
Lackgift 872.
Lackgummi 877.
Lackkrankheit 872.
Lack-Lack 815.
Lacksäure 857.
Lack-Schildlaus 812.
Lackstoff 83, 815, 817, 821, 825.
Lack- und Firnißfabrikation 758.
Lackzapfer 853.
Lactoresine 30, 889.
Lactuca 1018, 1222.
Lactucarium 30, 1052.
Lactucarium anglicum 1053.
Lactucarium germanicum 1053.
Lactucariumgruppe 1052.
Lactucasäure 1053.
Lactuca virosa L. 1052, 1222.
Lactucerin 1053.
Lactucerol 170, 1081.
Lactucin 1053.
Lactucocerol 1053.
Lactucon 1053.
Lactucopikrin 1053.
Lactupikrin 1053.
Ladanum 105.
Lärche 25, 513.
Lärchenharz 614.
Lärchenschwamm 81, 189.
Lärchenschwammharz 189.
Lärchenterpentin 11, 614.
Laevopimarsäure 22, 520, 637.
Lävulinaldehyd 1023.
Lävulin-aldehyd-peroxyd 1023.
Lävulinsäure 1023.
Landolphia 1013.
Landolphia comorensis 1013.
Landolphia delagoensis 1013.
Landolphiakautschuk 1013.
Landolphia Kirkii 1013.
Landolphia madagascariensis 1013.
Landolphia owariensis 1013.
Landolphia Petersiana 1013.
Landolphia senegalensis 1013.
Landolphia sphaerocapra 1014.
Landolphia tomentosa (Heudelotii) 1013.
Lappenbalsam 214.
Laque en baton 812.
Larch turpentine 614.
Laretia acaulis 358.
Laretiaharz 358.
Laricin 189, 615.
Laricinolsäure 23, 42, 616.
Lariciresinol 185, 523, 622, 1070.
Laricopininsäure 583.
Laricopinonsäure 584.
Laricopinoresen 584.
Laricoresen 42.
Larinolsäure 618.
Larix decidua Mill. 513, 614.
Larix europaea DC. 513, 1122, 1184, 1188.
Laschen 515.
Latex 890, 991, 1214.
Laticifères 1215.
Laticiferous Tissue 1215.
Laticiferous vessels 1217.
Litin bistic 831.
Latschenkiefer 513, 585.
Lebenssaftgefäße 1214.
Leichtöl 675.
Lepargylsäure 174.
Leuchtgas aus Harz 673.
Leuconotis eugeniifolius 1017.
Libanon-Bernstein 749.
Lichtempfindlichkeit der Harze 26.
Liebermannsche Cholestolreaktion 973, 987, 1082.
Lignum papuanum 315.
Limonen 164, 166.
Lindi-Copal 767.
Liquidambar 323, 1105, 1198, 1179.
Liquidambar Altingiana 315.
Liquidambar orientalis 287, 1204, 1205, 1208.
Liquidambar styraciflua 287, 308, 1204, 1205, 1208.
Liquidambar tricuspis 321.
Loango-Copal 769.

Loblolly pine 514.
Löslichkeit des Kautschuks 1020.
Long leaf beet 562.
Longleaf pine 513.
Long leaved pine 513, 514, 594.
Loranthaceenkautschuk 1018.
Loriet 614.
Luban Bedowi 411.
Luban Matti 411, 422, 434.
Luban Matti Elemi 423.
Luban Meyeti 411.
Luban Sheheri 411.
Lupeol 933, 1072.
Lupulinsäure 1060.
Lysigen 1114.
Lysigene Sekreträume 1178.

Macendung 321.
Machsche Reaktion 1088.
Madagascar-Copal 767.
Madagassischer Copalbaum 766.
Madár Guttapercha 952.
Mährischer Bernstein 750.
Mästen 609.
Maillet 551.
Malaiisches Dammarharz 485.
Mallotus philippinensis 1157.
Malonsäure 720.
Malysäure 651.
Manamyrin 430.
Mancopalensäure 733.
Mancopalinsäure 732.
Mancopalolsäure 734, 736.
Mancopaloresen 735, 736.
Mandara 952.
Manelemisäure 428, 430, 433.
Maneleresen 432, 433.
Mangaba 1013.
Mangabeira Kautschuk 1013.
Mangostin 838, 850.
Manicoba 1006.
Manihot Glaziovii Müll. Arg. 991, 1006, 1218.
Manila-Copal 11, 17, 729.
Manila-Elemi 54, 89, 103, 179, 420, 421, 424, 427, 1198.
Manila-Elemi, hartes 433.
Manila-Elemi, weiches 428.
Mannit 1053.
Maracaibobalsam 122.
Maracaibo-Copaivabalsam 773.
Maranham-Copaivabalsam 782.
Marienbalsam 443.
Marignia 425.
Marokkanischer Sandarac 525.
Mascarenhasia elastica K. Sch. 1016.
Mascarenhasia Kautschuk 1016.
Masopin 104, 179.
Mastici 469.
Masticin 470.
Masticinsäure 471.
Masticolsäure 472.
Masticonsäure 473.
Masticoresen 474.
Mastix 8, 9, 10, 12, 54, 82, 83, 84, 89, 91, 92, 96, 97, 105, 120, 124, 125, 171, 468, 477.
Mastixsäure 470.
Mastizierter Kautschuk 1021.
Mateza roretina 955.
Matezit 1027.
Matière grasse 689.
Maturin-Copaivabalsam 804.
Mauritius-Elemi 437.
Maynasharz 103, 145.
Meetiya 408.
Meccabalsam 54, 81, 171, 464, 465.
Melanchym 753.
Membran als Quelle des Harzes 1187.
Membrankappen 1169.
Membranschleime 1125.
Men-goshi-Seshime 856.
Mesanthren 714.
Mentha piperita 1160.
Metacholestol 168, 169, 493, 510, 772, 1070, 1081.
Metacinnameïn 130, 220.
Metacopaivasäure 123, 168, 169, 172, 492, 504, 772, 781.
Metacopaivasäure (Trommsdorff) 510.
Metaisocymol 163.
Metallresinatfirniß 758.
Metanaphtalin 689, 691.
Metapectinsäure 330.

Metaschleimsäure 837.
Metastyrol 127, 177, 261.
Methode der Harzung in Portugal 560.
Methode der trocknen Destillation 70.
Methoden 60.
m-methoxy-p-oxy-β-phenylumbelliferon 369.
Methyläthylacetyl-Glycosido-Jalapinolsäureester 889.
Methyläthylbenzol 695.
Methyläther des Storesinols 302.
Methyl-Äthyl-Essigsäure 888, 889.
Methyläthylessigsäureester 889.
Methylanthracen 714.
Methylcrotonsäure 888.
Methylisopropylphenanthrenkarbonsäure 719.
Methylphenanthren 717.
Methyltyrosin 1054.
Methylzahl 52.
Mexikanisches Elemi 456.
Mgoa 1016.
Mgoa-Kautschuk 1016.
Mhaisabol 407.
Middletonit 753.
Milchgefäße 1219.
Milchröhren 1213.
Milchröhren, Bau und Verteilung 990.
Milchröhren, gegliederte 1216, 1221, 1229.
Milchröhren, ungegliederte 1216, 1221, 1229.
Milchröhren, Weite 990.
Milchsäfte 890, 1213, 1215.
Milchsäfte, Zusammensetzung 892.
Milchsaftbehälter 1220.
Milchsaftbehälter bei den höheren Pilzen 1228.
Milchsaft einiger Euphorbiaceen 178.
Milchsaft führende Pilze 1224.
Milchsaftgefäße 1215, 1229.
Milchsafthaare 1221.
Milchsaft im Innern der Tracheen 1223.
Milchsaftorgane 1224.
Milchsaft von Euphorbia Tirucalli L. 1052.
Milchschläuche 1214.
Milchzellen 1216, 1229.
Mimusops globosa Gärtn. 956.
Minjak-Lagam 172, 492.
Mikindani-Kautschuk 1026.
Mischungsbestandteile, wahre 80.
Mistelkautschuk 1018.
Mittelbare Strahlung 26.
Mittelöl 675.
Mnywe madyi 1016.
Mohwa 953.
Mokuyi 856.
Mokylalkohol 170.
Molmol 392.
Mor 464.
Mosambique-Copal 11, 766.
Moschus, künstlicher 64.
Mpáffu 435, 440.
Muckit 750.
Mürber Bernstein 748.
Mukul 411.
Mulmul 392.
Murr 392.
Musa 1227.
Musaceenkautschuk 1019.
Musa paradisiaca 1019.
Mustagirumi 474.
Muttersubstanz der Coniferenharzsäuren 723.
Msambaras 415.
Mtondo 415.
Myrcen 1020.
Myriospermin 129, 217.
Myriosperminsäure 129, 217.
Myrodendron amplexicaule Willd. 443.
Myroxin 42, 233.
Myroxocarpin 42, 104, 139, 231, 233.
Myroxocerin 323.
Myroxofluorin 232.
Myroxoïn 217.
Myroxol 232, 322, 326, 1070.
Myroxoresen 42, 231, 233, 322.
Myroxyl 129.
Myroxylin 129, 228, 232.
Myroxylinsäure 129, 217.

Myroxylon 1106.
Myroxylon, Früchte 230.
Myroxylon Pereirae 1197.
Myroxylon toluiferum 1197.
Myrrha 8, 33, 80, 81, 82, 89, 90, 91, 124, 125, 152, 173, 335, 391, 396, 477.
Myrrhe der Somaliländer 392.
Myrrhengummi 330, 396.
Myrrhenharz 396.
Myrrhenöl 397.
Myrtus 1134.

Nadelalban 941.
Nadelholzteer 703.
Nanarium 425.
Naphtalin 244, 255, 689, 692.
Naphtoterpen 709.
Natal-Aloë 278, 286.
Nataloin 284.
Nataloresinotannol 286, 1064.
Natriumstoresinat 177.
Natsu-bera 853.
Naval Stores 571.
N'dambo 955.
Neben-Säuren 1076.
Nektarien 1147.
Neosia pine 514.
Nephrodium Filix Mas 1153.
Nesselharz 173.
Neudorfit 750.
Neukaledonischer Kautschuk 1010.
Neumann 75.
Neuseeländischer Copal 725.
Neutralkörper aus Gurjunbalsam 499, 511.
Nicotiana Tabacum 1158.
Niori 456.
Nitrobenzoësäure 135, 261.
Nitrodracoalban 265.
Nitrodracylsäure 261.
Nitroguajacol 621.
Nitrosite 959, 1023.
Nitrosopinen 168.
Nitrozimtsäure 135.
Nordafrikanischer Mastix 475.
Nordamerikanischer Terpentin 562.
Norguajacharz 188.
Norway pine 514.
Norway spruce 513.
Nuno-goshi-Seshime 856.
Nuri-mono 852.
Nuttharz 246, 256.

Oanka 392.
Oberflächenbeschaffenheit 9.
Obliteration der Sezernierungszellen 1134.
Oblitoschizogen 1114.
Oblitoschizogene Behälter 1108, 1133, 1137.
Occidentales Elemi 449.
Ocote Terpentin 593.
Octohydroreten 685, 696.
Ocumé-Elemi 425, 426, 452.
Ölalkohole 33.
Ölbildung 1166.
Öldestillation 675.
Öldrüsen der Labiaten 1153.
Ölester 33, 390.
Öllücken 1113.
Ölsäcke 1113.
Ölzellen 1163, 1164.
Oenanthylsäure 694.
Österreichischer Terpentin 580.
Österreichisches Verfahren 515.
Okten 692.
Old field pine 514.
Oleole 33, 390.
Oleo vermelho 229.
Oleum Benzoës 66.
Oleum destillatum essentiale 75.
Oleum expressum 75.
Olibanoresen 42, 415.
Olibanum 8, 33, 76, 82, 84, 89, 91, 92, 105, 124, 125, 163, 335, 411, 1077.
Olibanum americanum 446.
Olibanumgummi 330.
Omafal 392.
Onocol 169, 1081.
Opakes Bdellium 411.
Opangia 1111.
Opobalsamum 81, 124.
Opobalsamum siccum 236.
Oponal 378.

Opopanax 76, 80, 81, 83, 105, 124, 144, 152, 376, 385.
Opopanax Chironium 376.
Opopanaxgummi 330.
Oporesinotannol 377, 1064.
Orcin 152.
Oregonbalsam 547.
Oregonbalsam of fir 547.
Organes de sécrétion 1147.
Orientalischer Styrax 1208.
Orizabin 886, 889.
Orlean 81.
Orthrin 68, 150.
Orthrinsäure 150.
Ostafrikanische Copale 758.
Ostafrikanisches Elemi 422, 424.
Ostindischer Copal 440.
Ostindisches Bdellium 410.
Ostindisches Elemi 422, 440.
Oudemans Podocarpinsäure 175.
Oxalsäure 529.
Oxy-a-Amyrin 180.
Oxybenzaldehyd 172.
p-Oxybenzoësäure 200.
Oxychinoterpen 168, 722, 1072.
Oxycopaivasäure 772, 785.
Oxydammarolsäure 487.
Oxydasen 404, 992, 1056.
Oxydation des Terpentinöls 14, 16.
Oxydation des Terpentinöls mit Salpetersäure 110.
Oxydierte Harzsäure 665, 668.
Oxydimethylphenanthrenkarbonsäure 719.
Oxyisokampher 180.
Oxymethylphenanthrenkarbonsäure 719.
Oxypentadecylsäure 888.
Oxypikrinsäure 111.
Oxysäuren 18, 1076.
Oxysalicylsäure 151.
Oxysandaracolsäure 529.
Oxysylvinsäure 104, 107, 122, 647.
Oxyurushin 862, 863.
Oxyurushinsäure 860.

Pachylobus 425.
Palabietinolsäure 578.
Palabietinsäure 22, 575, 1078.
Palaglar 490.
Palaquium 1230.
Palaquium oblongifolium 893.
Palaquium Supfianum 929, 934.
Palembangbenzoë 10, 212.
Palmendrachenblut 24, 259.
Paltreubin 950.
Paltreubinalkohol 950.
Panaresinotannol 387, 1064.
Panaxresen 42, 386, 388.
Panzera 1054.
Pao de Seringa 995.
Papaver 1228.
Papaveraceen 1226.
Paracholesterin 170.
Para-Copaivabalsam 782.
Paracopaivasäure 783.
Paracumarsäure 153, 172, 184, 250, 253, 255, 256, 282, 283, 284, 286, 1067.
Paracumarsäure-Erythroresinotannolester 258.
Paracumarsäurepinoresinolester 185, 621.
Paracumarsäure-Xanthoresinotannolester 254.
Para entrefin 998.
Para fin 998.
Parakautschuk 993.
Parameria glandulifera 1017.
Pârangs 895.
Paraoxybenzaldehyd 251, 256.
Paraoxybenzoësäure 152, 185, 262.
Partheninm argentatum 1018.
Pastoharz 96, 145.
Pâte de térébenthine 554.
Pâte de térébenthine à la chaudière 554.
Pâte de térébenthine au soleil 554.
Pâte de térébenthine de Venise 555, 615.
Pathologische Coniferenharze 548.
Pathologische Harze 524.
Pathologische Harzkanäle 1189, 1193.
Pauchontee 953.
Pañ de breo 447.
Payena 1228.

Payena Leerii 893.
Pech 564, 609, 672, 674, 678.
Pechbaner 580.
Pechbaum 447.
Pechbüttel 582.
Pechen 515.
Pecher 580, 609.
Pechereisen 607, 609.
Pecherschürze 581.
Pechhütte 609.
Pechkrückel 582.
Pechmesser 609.
Pechreißer 609.
Pechrisse 609.
Pechsack 609.
Pelargonium roseum 1157.
Pelle 550, 551.
Pelletier 83.
Penangbenzoë 212.
Pentadiënyl 1024.
Pentadiënyl-Recten 1024.
Pentan 691.
Perhydroreten 703.
Pernambuco Kautschuk 1013.
Persische Myrrha 409.
Perubalsam 12, 55, 81, 82, 87, 105, 124, 128, 129, 131, 132, 213, 1197, 1198, 1204, 1208.
Perubalsamaromin 129, 217.
Perubalsam, Gewinnung 214.
Perubalsamharz 129, 133, 217.
Perubalsamöl 129, 217.
Perubalsam, weißer 104, 229, 233.
Perubalsam, weißer, von der Balsamküste 322.
Peters' Säure aus Canadabalsam 22.
Peruresin 224.
Peruresinotannol 225, 1064.
Peruvin 129, 130, 131, 132, 220.
Peruviol 221, 222.
Peruviolester 218.
Peruvyl 132.
Pfaffs System 84.
Pflanzenkörper, Verteilung der Harze im 1109.
Pflanzenphysiologische Beziehungen 59.
Phän 139.
Phalaris 1225.
Pharmakognostische Einteilung d. Harze 29.
Phellandren 163, 166, 420.
Phenanthren 717.
Phène 139.
Phenol 254, 258, 267.
Phenylacetylen 267, 301.
Phenyl-β-Monooxyacrylsäure 1067.
Phenylpropylalkohol 201, 295, 307, 322, 328.
Philippinen Copal 730.
Phlobaphen 154.
Phoradendron 1019.
Phloridzinartiger Körper 340.
Phloroglucide 1143.
Phloroglucin 152, 246, 262, 267, 286, 838, 841, 1143.
Phloroglucotannoide 1143.
Phosphorescenzerscheinungen der Harze 26.
Phtalsäure 302, 314.
Phthirusa theobromae (Willd.) Eichl. 1019.
Phylloretin 703, 751.
Physiologische Coniferenharze 525.
Physiologische Harze des primären Harzflusses 523.
Phytosterin 35, 170, 389, 933.
Phytosterinreaktionen 930, 946, 1030, 1081.
Piauzit 753.
Picea excelsa L. 513.
Picea vulgaris 1122, 1184.
Picea vulgaris Link. 513, 597, 603, 1188.
Picea vulgaris, Harz von 182.
Picea vulgaris, Überwallungsharze 184.
Picea-Pimarinsäure 42, 601.
Picea-Pimarsäure 42, 602, 605.
Picen 722.
Picipimarolsäure 605.
Picipimarinsäure 604.
Picoresen 606.
Pikrinsäure 255, 284, 285, 286, 378, 724.
Pilze, nach Verteilung der Milchschläuche in 3 Typen eingeteilt 1228.

Pilzharzsäure 1076.
Pimarinsäure 42, 556.
Pimarolsäure 42, 559, 602.
Pimaron 118, 555.
Pimarsäure 23, 42, 117, 118, 119, 162, 164, 173, 180, 181, 182, 518, 520, 523, 530, 555, 590, 629, 687, 700, 719, 745, 1076.
Pimarsäurehydrat 118.
Pimelia 425.
Pin de marque 553.
Pinen 163, 166, 353, 470, 483, 517, 543, 615, 713.
Pine gum 535.
Pine tar 571.
Pinin 712.
Pininsäure 96, 97, 103, 108, 119, 520, 521, 555, 590, 615, 626, 629.
Pinipicrin 616.
Pinites succinifer 739.
Pinol 167, 713.
Pinolin 676.
Pinonsäure 161, 686.
Pinoresinol 185, 523, 620, 1070.
Pinoresinotannol 185, 621, 1064.
Pinus Abies Du Roi 513.
Pinus Abies, Harze 97, 103, 105, 117.
Pinus australis 562, 624.
Pinus australis Mich. 513.
Pinus austriaca Tratt. 513.
Pinus balsamea L. 514, 542.
Pinus Cembra L. 513, 585.
Pinus cubensis Grieseb. 514.
Pinus densiflora Host. 514, 595.
Pinus Douglasii β-pendula Parlat. 547.
Pinus echinata Mill. 514.
Pinus excelsa Wall. 514.
Pinus Fraseri Pursh. 514, 542.
Pinus Gerardiana Wall. 514.
Pinus glabra Walt. 514.
Pinus Griffithii M'Celland. 514.
Pinus halepensis Mill. 513, 586.
Pinus Hartwegii Lindl. 514.
Pinusharze 548.
Pinus heterophylla 562, 624.
Pinus heterophylla (Ell.) Sudworth 513.
Pinus Jeffreyi Murr. 579.
Pinus Iztacihuatlii Roezl. 514.
Pinus Khasiana Griff. 514, 594.
Pinus Khasya Royle 514.
Pinus Laricio Poiret 513, 579.
Pinus Laricio, Überwallungsharze 184.
Pinus Larix L. 513.
Pinus latteri Mason 514.
Pinus longifolia Roxb. 514, 594.
Pinus maritima 513.
Pinus Massoniana Sieb. et Zucc. 514, 595.
Pinus Merkusii Jungh. 595.
Pinus Merkusii Jungh. et de Vriese 514.
Pinus Mughus Scop. 513, 585.
Pinus nigra Arn. 513.
Pinus nigricans Host. 513.
Pinus orientalis Link. 514.
Pinus palustris 562, 624.
Pinus palustris Mich. Fil. 513.
Pinus palustris Mill. 513.
Pinus pendula Griff. 514.
Pinus Picea Du Roi 513.
Pinus Pinaster 513.
Pinus Pinaster Solander 548.
Pinus Pumilio Haenke 513, 1077.
Pinus religiosa H.B.K. 514, 593.
Pinus resinosa Ait. 514.
Pinus rigida Mill. 514.
Pinus sabiniana Dougl. 579.
Pinus silvestris L. 513, 589, 613, 1184, 1188.
Pinus silvestris, Harze von 97, 182.
Pinus silvestris Thunb. 514.
Pinus Strobus L. 514, 1106, 1184.
Pinus Strobus, Harz von 182.
Pinus succinifera 739.
Pinus succinifera Conw. 1185.
Pinus sumatrana Jungh. 514.
Pinus Taeda L. 514.
Pinus Teocote Schlechtd. 593.
Pinus Thunbergii Parl. 514, 595.
Pinylradikal 712.
Pipe gamboge 834.
Piquage 551.
Pirahazokautschuk 1008.
Piscidia erythrina 1060.

Piscidiaharz 1060.
Piscidin 1060.
Piscidinsäure 1061.
Pistacia cabulica 475.
Pistacia Khinjuk. 474.
Pistacia lentiscus var. γ Chia DC. 468.
Pistacia Terebinthus 482, 517.
Pistacia Terebinthus var. atlantica (P. atlantica) 475.
Pistacia Terebinthus var. mutica 475.
Pistacia vera L. 475.
Pitch pine 513, 514.
Piuruharzsäure 547.
Plancha 998.
Planhas de caucho 1010.
Platten 9, 1196.
Poches resinifères 1113.
Poches sécrétrices 1104, 1113.
Podocarpinsäure 22, 164, 173, 174, 175, 536, 619, 714, 719.
Podocarpus 174, 1122.
Podocarpusharz 536.
Podocarpus cupressina var. imbricata Blume 536.
Poils excrétoires 1147.
Poils glanduleux 1148.
Poils glandulifères 1147.
Pointe 551.
Poix de Bourgogne 672.
Polymeres Terpen 517.
Polymerisation 3.
Polypodiaceen 1153.
Polypodiaceendrüsenhaare 1153, 1154.
Polyporus officinalis 1107, 1187.
Polypren 1020.
Polyterpene 16, 166, 167, 1020.
Populus balsamifera 1156, 1159.
Populus nigra 1156, 1159.
Portugiesischer Terpentin 560.
Pot 515.
Pot Hugues 550, 551.
Pousse-Crampon 551.
Principe jaune amèr de Welter 137.
Principium elasticum 79.
Principium resinosum 79.
Prioria copaifera Griseb. 804.
Procédé Hugues 551.
Produits secs 553.
Produkt 65.
Produkte nachträglicher Verarbeitung 623.
Proin 68, 150.
Proinsäure 150.
Propylpyrogallol 621.
Protamyrin 445.
Protelemisäure 445.
Proteleresen 445.
Protium Aracouchini (Aubl.) L. March 446.
Protium Burm. 424, 425.
Protium Carana 449.
Protium divaricatum Engl. 447.
Protium Elemi 423, 424, 444.
Protium guianense (Aubl.) L. March 446.
Protium heptaphyllum March 421, 423, 446.
Protium heptaphyllum March (var. Engl. u. var. brasiliense) 444.
Protium Icicariba (DC) L. March 449.
Protocatechusäure 151, 152, 185, 200, 244, 262, 363, 372, 377, 396, 806.
Protocatechutannoide 205.
Pseudoharze 1054.
Pseudoresine 30, 1054.
Pseudo-Scheererit 751.
Pseudotsuga Douglasii Carr. 547.
Pseudotsuga mucronata Sudw. 547.
Pseudowachs 189.
Psidium 1179.
Puller 561, 564.
Pusher 561.
Pyrocatechin 199, 396.
Pyrochemische Untersuchungen 63.
Pyrogallol 267.
Pyroguajacin 186, 807.
Pyroguajacsäure 141, 807.
Pyromarsäure 117, 118, 181, 182, 521, 555, 637, 697.
Pyrorhetin 753.
Pyroterebinsäure 160.
Pyrrol 332, 337, 879.

Quantitative Untersuchungen 78.
Quebrachol 169, 170, 1081.

Räucherungsprozesse 997.
Raking 566.
Raky 469.
Rasamala benreum 318.
Rasamala bodas 318.
Rasamalaharz 139, 315.
Ratanhin 1054.
Red fir 547.
Red Kanyin 491.
Reinharz 61, 194, 1081.
Recente Coniferenharze 525.
Recent-fossile Coniferenharze 725.
Red pine 514.
Resenartige Resinole 512.
Resene 31, 57, 194, 1079, 1080.
Resenharze 28, 384.
Réservoire 1114.
Réservoires in coecum 1112.
Réservoirs du suc propre 1111.
Resin 571.
Resina 75.
Resina Carana du Protium Carana 422.
Resina caranae 424.
Resina da serradura 229.
Resina de algarrobo 770.
Resina de casca 229.
Resina de pinheiro 547.
Resina guajaci 140, 809.
Resina Landsome 145.
Resina lutea novae belgiae 249.
Resina pini 54, 84, 603, 672, 673.
Resina Tacamahaca 443.
Resinate 758.
Resinatfarben 758.
Resinatwein 586.
Resinharze 28, 1062.
Resine 31, 90, 134, 205, 625, 1062.
Résine de Capahu 122.
Résine de Carâna 449.
Résine de gommart 443.
Résine des bammes 128.
Résine highgate 92.
Resine hydraté 672.
Resinein 116.
Résine jaune 672.
Resineon 116, 690.
Résine de térébenthine 94.
Résinier 550, 552, 557.
Résino-amers 86, 90.
Resinogen 1096.
Resinogene Schicht 1096, 1114, 1120.
Resinogene Substanzen 1142.
Resinoide 90, 100, 955.
Resinole 31, 178, 325, 1069. 1070.
Resinolharze 805, 1069.
Resinolresine 31, 1069.
Resinolresinharze 28, 194.
Resinolharze 30.
Resinolsäureharze 28, 513. 1076.
Resinolsäuren 31, 194, 513, 1073, 1075.
Resinon 116. 690.
Resinosis 1096. 1187.
Resinotannole 31, 194, 279, 723, 1062, 1064.
Resinotannolester 28, 31, 329.
Resinotannolester der Aleuritinsänre 830.
Resinotannolharze 28, 1062.
Resinule 100, 117, 627.
Resin, synthetisches 204.
Resistenz der Harze gegen Fäulnis 8.
Resisteren 689, 691.
Resorcinharze 6.
Resorcin 152, 267, 339, 345, 347, 358, 363, 368.
Reten 573, 584, 685, 695, 697, 698, 702, 717, 718.
Retinaphta 115, 134, 676, 689.
Retinasphalt 105.
Retinit 120, 753.
Retinogen 1096.
Retinol 115, 676, 689.
Retinosis 1096.
Retinyl 115, 676, 689.
Retisteren 115, 676.
Rhexigen 1114.
Rhodeoretin 886, 889.
Rhodeoretinol 886.
Rhus 1225.
Rhus perniciosa H.P.K. 483.
Rhus vernicifera 852.

Riechkörper 1081.
Riess Harzkristalle 102.
Rimuharz 619.
Rimusäure 619, 719.
Rindenschäler 854.
Rinnpech 581.
Rio-Elemi aus Brasilien 449.
Ritzsichel 853.
Rochlederit 753.
Rochleders Anleitung 146.
Röhren-Gummigutti 837.
Rohguninalban 940.
Rohöl 675.
Rohpinolin 674.
Rollsteine 768.
Roses Harzradikal 108.
Rosin 571.
Rosmala 316.
Rosthornit 753.
Rottan 260.
Rottanne 513, 597.
Roucheria Griffithiana 933.
Rübenharz 1061.
Rübenharzsäure 1061.
Rückschreitende Metamorphose der Membranen 1186.
Rückschreitende Metamorphose der Zellwand 1114.
Rumänischer Bernstein 749.
Rumänit 747, 749.
Russischer Terpentin 590, 613.
Russisches weißes Pech 611.
Ruta 1138.

Sachalin-Bernstein 749.
Säurezahl 44.
Säurezahlbestimmung, indirekte 48.
Säurezahl der flüchtigen Anteile 53.
Säurezahl, direkt 53.
Säurezahl, indirekt 53.
Saftbehälter 1113.
Saftgänge 1113.
Sagapen 80, 81, 105, 124, 144, 152, 358.
Sagaresin 359, 360.
Sagaresinotannol 360, 1064.
Salbaum 489.
Sal essentiale 75.
Salharz 488, 489.
Salicylsäure 301, 313, 342.
Salicylsäure-Ammoresinotannolester 345.
Salkowsky-Hessesche Cholesterinreaktion 1085.
Salla 514.
Sals essentiels 71.
Salvia officinalis 1160.
Sandarac 8, 9, 11, 54, 83, 84, 89, 91, 92, 96, 97, 98, 99, 172, 525.
Sandarac aus Alexandrien 535.
Sandaracinolsäure 532.
Sandaracolsäure 527.
Sandaracopimarsäure 1078.
Sandaricin 526.
Sandaricinsäure 531.
Sandarusi ya m'ti 759.
Sanguis Draconis 260.
Sansibar-Copal 9, 11, 17. 758.
Santel 1183.
Santiriopsis 425.
Santivia 425.
Sapium biglandulosum 1007.
Sapium tolimense 1007.
Saponin 809.
Sapotaceen 1230.
Sarcle à pela 552.
Sarcocaulon 1059.
Sarkophagharze 476.
Sarkosinsäure 820, 829.
Sauerstoffabsorption der Harze 17.
Sauerstoffaufnahme der Harze 17.
Sauerstoffaufnahme des Colophoniums 21.
Sauerwasser 675.
Saulharz 488.
Savons résineux 91.
Scammon 91.
Scamonées 81.
Scammonin 887, 889.
Scammonium 12, 105, 886, 887.
Scarification 564.
Schälen der Kaurie-Copale 726.
Scharre 581.
Scharrpech 581.
Scheererit 702, 752.
Schellack 55, 96, 145, 171, 174, 812.
Schellackersatz 5.
Scherrpech 581.

Schierlingstanne 514.
Schi-Gutta 953.
Schinos 468.
Schinus molle L. 475.
Schizogen 1114.
Schizogene Sekretbehälter 1121.
Schizolysigen 1114.
Schizolysigene Sekretbehälter 1104, 1133, 1138.
Schläuche 1164.
Schleichera trijuga Willd. 812.
Schleimhöhlen 1185.
Schleimmembran 1125.
Schleimsäure 406, 837, 850.
Schleimstoff 79.
Schmelzpunkt 12, 43.
Schmelzpunkte der Bernsteine 747.
Schmidt-Erbans Versuche 45.
Schollengutti 834.
Schraufit 747, 750.
Schrötters Kristalle 752.
Schrott 580.
Schuler Prozeß 568.
Schutzbassorin 1182.
Schutzholz 1180.
Schwanerts Arbeiten 110.
Schwarzföhre 513.
Schwarzföhrenharz 579.
Schwarzkiefer 513.
Schwarzpappelharze 83, 102.
Schwarztanne 513.
Schwarzwälder Pech 606.
Schweizer Bernstein 749.
Schwellkörper 1021, 1022.
Schwerer Balsam 467.
Scleretinit 753.
Scrape 562, 566, 571.
Scraper 561.
Scraping 566.
Scraps 1009.
Sebacinsäure 887.
Secernierungszellen 1121.
Seestrandfichte 513, 548.
Seekiefer 513.
Seestrandkiefer 548.
Sekretbehälter 6, 1113, 1133.
Secretbehälter der Pilze 1164.
Sekretbehälter mit verkorkten Membranen 1164.
Sekretbehälter, Terminologie 1111.
Sekretbildung in den Ölzellen 1176.
Sekretbildung, Sitz 1114.
Sekrete 27.
Sekrete in Gefäßen 1209, 1213.
Sekrete, System der 28.
Sekretführende Destruktionslücken 1107.
Sekretgänge 1113.
Sekret im Zellinhalt 1178.
Sekretionskanäle 1113.
Sekretionsorgan im Wurzelstock von Nephrodium Filix Mas 1153.
Sekretlücken 1113.
Sekretschläuche 1164.
Sekrettasche der Myrtaceen 1133.
Sekrettaschen 1113.
Sekretzellen 1163, 1164.
Semiresine 90.
Septalnektarien 1155.
Seringeira boa da vargem 994.
Seringeros 995.
Seringueiros 995.
Seringueros 995.
Sernamby de cancho 1010.
Seslime 855, 856.
Sezernierende Zellen 1098.
Sezernierende Hautdrüsen 1146.
Sezernierungsepithel 1098.
Sezernierungszellen 1098, 1161.
Shime-urushi 855.
Shipping 564.
Shorea robusta Roth (non Roxb.) 489.
Shorea Roxburghii G. Don. 489.
Shorea selanica Blume 485.
Shorea stenoptera Burck 1203.
Shorea Wiesneri Schiffn. 485.
Shortleaf pine 514.
Siambenzoë 10, 12, 23, 55, 208, 1208.
Siam Myrrha 408.
Siaresinotannol 210, 1064.
Sicilianischer Bernstein 749.
Siebenbürgisches Resina pini 603.
Siegburgit 753.
Sierra-Leone-Copal 768.
Sierra-Leone-Copal, junger 11.
Sigadmgdung 321.
Silbertanne 513.

Silkrubber 1014.
Silveolsäure 591.
Silvinsäure siehe Sylvinsäure.
Silphiumharz 805.
Silphium laciniatum L. 805.
Silvoresen 593.
Simetit 748, 749.
Siphonia elastica 994.
Slach pine 514.
Socotradrachenblut 11.
Soft white gum 572.
Sonchus oleraceus 1018.
Sonchus 1222.
So'n mat-dâu 856.
Sonoralack 817.
Sonsonatebalsam 235.
Sorbinazon 879.
Sorbososazon 879.
Sosnowaja mola 611.
Sosnowaja smota 679.
Souraya 425.
Sous-resines 27, 82, 89, 100, 102, 626, 1033.
Southern Pitch pine 513.
Southern Yellow pine 513.
Spalt- oder Anhauhacke 582.
Spanischer Bernstein 749.
Spektralbeobachtungen 243.
Spermolepis gummifera-Harz 1066.
Spezifisches Gewicht d. Harze 43, 91.
Sphaeritalban 917, 920, 922, 927, 940.
Sphaeritalban der Guengengutta 955.
Spiralschnittmethode 1000.
Spiralzapfmethode 1016.
Spirits of turpentine 571.
Spruce pine 514.
Sprunglinien 9.
Staka 767.
Stakate 767.
Stalaktiten 8.
Stammharze 182.
Stammlack 855.
Stangendrachenblut 262.
Stantienit 748.
Steinkohle 753.
Stickstoff 33.
Sticlac 812.
Stilben 132.
Stillingia biglandulosa 1007.
Stocklack 9, 24, 81, 83, 87, 96, 171, 812.
Stocklackanalyse 98.
Stocklackfarbstoff 816.
Stocklacksäure 84, 816, 820, 829.
Storaresin 302.
Storax 55, 85, 126, 177, 1198.
Storax, amerikanischer 178.
Storax, Burmese 321.
Storax, calamitus 213, 289.
Storax, fossiler 329.
Storax officinalis 213.
Storesin 177, 290, 302.
Storesinol 23, 299, 1070.
Storesinolkalium 301.
Streak 564.
Struktur der Gummiharze 9.
Strutanthus syringifolius Mart. 1018.
Straßburger Terpentin 103, 104 117, 537.
Straßburger Terpentin, Gewinnungsweise 538.
Straßburger Terpentin (von Abies pect.) 103, 117.
Styphninsäure 87, 150, 340, 344, 360, 724.
Styracin 102, 126, 128, 139, 176, 177, 199, 200, 251, 296.
Styracol 128.
Styracon 126, 127, 177.
Styrax 12, 81, 82, 96, 105, 126, 173, 174, 176, 177, 287, 477.
Styrax, amerikanischer 308.
Styrax Benzoin 1106, 1199, 1208.
Styrax, Gewinnung 288.
Styrax officinalis 213.
Styrax, orientalischer 288.
Styresinol 23, 312, 322, 325, 1070.
Styresinol aus Honduras balsam 325.
Styresinolkalium 313.
Styrocamphen 177.
Styrogenin 174, 291, 303.
Styrol 126, 127, 139, 199, 201, 241, 244, 262, 267, 290, 307, 314.
Styroloxyd 126.

Styron 128, 130, 220, 222.
Styrylester 251.
Subkutikularsekret 1152.
Subresine 90.
Substance retinogène 1096.
Succinaldehyd 1023.
Succinin 738, 741.
Succinit 11, 736.
Succinoabietinsäure 741.
Succinoabietinsäureester des Borneols 742.
Succinoabietol 743.
Succinoresinol 746, 1070.
Succinosis 739, 1187.
Succinosylvinsäure 743.
Succinsalz 64.
Succinum 120.
Succisteren 115, 738.
Succus 75.
Sucrier de montagne 467.
Südamerikanische Copale 770.
Sumafluavil 929, 930, 939.
Sumalban 926, 927, 930.
Sumalbaresinol 927, 930, 933, 1071.
Sumaresinotannol 202, 204, 1064.
Sumatrabenzoë 10, 55, 105, 200, 1208.
Sumatranische Guttapercha 893.
Sumbulbalsam 144.
Sumbulwurzel 358.
Sumpfcopal 725.
Sumpfkiefer 513.
Superoxydbildung 17.
Superoxyde 18.
Superoxyde, organische 13.
Surinamin 1054.
Surinamischer Copaivabalsam 802.
Swamp pine 514.
Sweet gum 178, 308.
Sycocerylalkohol 170, 1081.
Sylvestren 166.
Sylvinolsäure 592.
Sylvinsäure 18, 96, 97, 102, 104, 107, 108, 112, 118, 119, 181—183, 520, 523, 555, 590, 626, 628, 647, 715.
Sylvinsäureanhydrid 522.
Symplastisch 1114.
Syrischer Bernstein 748, 749.
Tabakharz 1061.
Tabernaemontana angolensis 1016.
Tabernaemontana-Kautschuk 1016.
Tabernaemontana stenosiphon 1016.
Tabernaemontana utilis 958.
Tabonucoharz 453.
Tacamahac 85, 91, 92, 124, 335, 415, 443.
Tacamahac-Elemi 440.
Tacamahaque fine de Madagaskar 443.
Tacamaholsäure 416.
Tacamahinsäure 416.
Tacamyrin 442.
Tacelemisäure 441.
Taceleresen 442.
Taguazonte-Balsam 214.
Takoresen 417.
Tampicin 887, 889.
Tampicinsäure 887.
Tampicol 887.
Tampicolsäure 887.
Tanne 25.
Tannenterpentin 104.
Tannoide Substanzen 1163.
Tannole 31, 194, 204, 1065.
Tannolester 1066.
Tannolharze 28, 194, 1062.
Tannol, phlobaphenartiges 273.
Tannolresine 31, 194, 1066.
Taschengewebe 1139.
Tasmanit 750.
Tauranero 456.
Teertalg 702.
Tekoretin 751.
Tepecacuilco 483.
Tereben 116, 164, 690.
Terebenten 517.
Terebenthen 692.
Térébenthine au citron 537.
Térébenthine des Sapins à cône redressé 117.
Terebenzinsäure 110.
Terebinsäure 167, 685, 686, 713.
Terebinthina argentoratensis 537.
Terebinthina cocta 672.
Terebinth. comm. 97.
Terebinth. venet. 91.

Terechrysinsäure 110.
Terephtalsäure 110, 773.
Terminologie der Sekretbehälter 1111.
Terpen 117, 162, 165, 690, 697, 1020, 1024.
Terpenharze 16, 120, 152, 156, 162, 470, 513.
Terpenilsäure 167.
Terpentin 54, 95, 101, 124, 482, 517.
Terpentin der Aleppischen Kiefer 586.
Terpentinöl 107, 517, 553.
Terpentinöl, Umwandlung in Harz 109.
Terpenylsäure 160.
Terpinen 166.
Terpinolen 166.
Terporesene 16.
Tetraacetylnorguajacharz 188.
Tetragastris 425.
Tetragastris balsamifera (Sw.) O. Ktze 468.
Tetrahydrotoluol 692.
Tetraoxydecylsäure 888.
Tetraoxysylvinsäure 18, 19, 648.
Thapsia garganica 831.
Thapsiaharz 172, 831.
Thapsiasäure 832.
Theorie des Koagulationsprozesses 992.
Three-leaved pine 594.
Thridax 1053.
Thüringisches Pech 606.
Thuja articulata Vahl 514.
Thujen 166.
Thyllen 1213.
Tiglinaldehyd 141, 186, 807.
Tigelinha 995.
Tiglinsäure 888.
Tinakautschuk 1018.
Tingulonga 425.
Tinyu 514.
Tol 134.
Tolén 134.
Tolen 244.
Tolidwasserstoff 134.
Tolin 134.
Tolubalsam 11, 12, 55, 63, 82, 87, 133, 135, 237, 1197, 1198, 1208.
Toluène 134.
Toluenylwasserstoff 134.
Toluifera Balsamum L. 1204, 1208.
Toluifera Pereirae Baill. 1204.
Toluifera Pereirae Klotzsch 1208.
Toluin 127, 134.
Toluol 127, 133, 134, 261, 267, 301, 313, 529, 689.
Toluresin 242.
Toluresinotannol 243, 1064.
Toluylsäure 138.
Torfharze 101, 106.
Toxische Harze 1061.
Tracheïdalparenchym 1184, 1192.
Trachylobium 1197.
Trachylobium mozambicense 759.
Trachylobium verrucosum Gärtn. 766.
Trachylobium verrucosum Oliv. (T. Hornemannianum) 758.
Trachylobo-Copale 30, 755, 758.
Trachylolsäure 763.
Tränen 8.
Tranöl 675.
Traufblech 561.
Tree of Beludschistan 475.
Trichloracetal-Chloralhydrat-Reagens 397.
Trigonoschlamys 425.
Trimellitsäure 160, 531, 705.
Trimethyläthylen 1020.
Trinkerit 750.
Trinitrodracoalban 265.
Triterpen 162.
Trockene Destillation 70.
Tschirchsche Reaktion 931, 947, 974, 988.
Tschugäffs Reaktion 1091.
Tsuga 1107.
Tsuga canadensis Hemlock 514.
Tuggkáda 185, 620.
Turpethin 887, 888, 889.
Turpentine orchard 562.
Turpentine orcharding 561.
Turpethinsäure 888.
Turpetholsäure 887.
Tusam 595.

Überwallungsharze 27, 29, 184, 1209.
Überwallungsharze der Coniferen 619.
Überwallungsharze der Lärche 618.
Überwallungsharze der Fichte 610, 620.
Überwallungsharze der Schwarzföhre 585, 620.
Ugandaaloë 282.
Ugandaaloresinotannol 283.
Uggé 392.
Ugjé 392.
Umbaopopanax 376.
Umbelliferenharze 28, 144, 329.
Umbelliferen-Opopanax 376.
Umbelliferensekrete 330.
Umbelliferen, Vittae 1128.
Umbelliferon 144, 145, 152, 153. 330, 340, 347, 350, 358, 363, 366, 368, 377, 1068.
Umbelliferonäthyläther 350.
Umbellsäure 144, 348.
Umlagerungen 8.
Ungarischer Terpentin 585.
Unterharze 89, 90.
Unverdorbens System der Harze 100.
Unverdorbens Untersuchungen 96.
Unverseifbarer Anteil 55.
Urceola elastica 1017.
Urceola esculenta 1017.
Urson 169.
Urushi-Kaburé 872.
Urushin 862.
Urushi-no-ki 852.
Urushinsäure 857.
Urushi-saiku 852.
Urushi- shôkunin 853.
Uvitinsäure 838, 842.

Vaisseaux propres fasciculaires 1112.
Vaisseaux propres solitaires 1112.
Valentas Abietinsäure 22.
Valentas Säure 181.
Valeriaharz 730.
Vanille 1156.
Vanillin 172, 177, 184, 199, 209, 226, 251, 293, 310, 620.
Vasa gummifera 1214.
Vasa lactifera 1214.
Vasa medullaria 1111.
Vasa mucilaginifera 1214.
Vasa propria 1098, 1111.
Vasa resinifera 1214.
Vascula peculiaria 1098, 1111.
Vatica laccifera Wight et Arn. 489.
Venezianischer Terpentin 104, 614.
Venezuela-Copaivabalsam 773.
Vera-Cruz-Elemi 422, 423, 456.
Verharzen 6, 1077.
Verharzen der Ätherischen Öle 75.
Verharzen der Öle 118.
Verharzung der Coniferenöle 14.
Verharzung des Terpentinöls 15.
Verkienung 1209, 1212.
Verschluß der Sekretbehälter durch Thyllen 1209.
Verseifungszahl 44.
Verseifung, „fraktionierte“ 48.
Verseifungszahl, heiß 54.
Verseifungszahl, kalt 54.
Verseifungszahl, perfekte 48.
Vertiefte Drüsen 1112.
Verwesungsprodukt 112.
Verwitterungsfiguren 9.
Verwitterungsschicht 9, 34.
Verwundungen 1190.
Vesterbergs Arbeiten über das Elemi 180.
Vices 549, 553.
Virgin dip 572.
Virgin rosin 568.
Vitin 169, 1081.
Vittae 1109, 1112, 1122, 1128.
Vive essence 689.
Vogesischer Terpentin (von Abies excelsa) 96, 103, 117.
Voigtländisches Pech 606.
Vorlegscheiter 580.

Wachholder 104.
Wachholderbeeren-Harz 121.
Waggonöl 674.

Walchowit 753.
Waldweihrauch 610.
Wallaba 1054.
Wan 475.
Wapa huileux 1054.
Wasa-goshi-Seshime 856.
Waschen der Kaurie-Copale 726.
Wasserextraktion 75.
Wasserharz 672.
Weiblicher In 512.
Weichharze 27, 88.
Weihrauch 411.
Weihrauchharz 171.
Weihrauch, künstlicher 4.
Weinsäure 850, 878.
Weißer, indischer Balsam 323.
Weißer Perubalsam 139.
Weißes Pech (von Pinus silvestris) 103.
Weißes Pech 611.
Weißföhre 513, 589.
Weißharz 672.
Weißpech 672.
Weißtanne 513.
Wertbestimmung 48.
Westafrikanischer Copal 767.
Weymouthkiefer 514, 593.
Wheelerit 750.
White cedar 452.
White Kanyin 491.
White pine 514.
Willoughbeiaarten 1017.
Willoughbeia-Kautschuk 1017. 1011.
Wintera-Elemis 124.
Winterknospendrüsen 1158.
Winterknospenschuppen 1152.
Wood-oil 489.
Wundbalsam 7, 27, 1190. 1208.
Wundgummi 1181.
Wundharz 1178, 1180.
Wundholz 1180.
Wundparenchym, pathologisches 1184.
Wundreiz 1190.
Wundverschlüsse 1181, 1227.
Wundverschlußmittel 1220.
Wurzelharz der Fichte 9.
Wurzelharze 182.
Wurzelkautschuk 1014, 1016.
Wurzelpech 610.

Xanthochymus-Harz 851.
Xanthochymus pictorius Roxb. 851.
Xanthochymus tinctorius DC. 851.
Xanthoresinotannol 253, 1064.
Xanthorrhoea 246, 1107.
Xerringa 995.
Xylidinsäure 845.
Xylol 341, 692.
Xyloretin 752.

Ycica antan 447.
Ycica 452.
Ye-guri 855.
Yellow dip 572.
Yellow pine 513, 514, 726.
Yemen-Myrrha 392, 408.
Yucamyrin 454, 455.
Yucatan-Bernstein 750.
Yucatan Elemi 421, 423, 424, 453.
Yuceleresen 455.

Zanaloresinotannol 284, 1064.
Zanzibar-Aloë 284.
Zanzibaraloëharz 284.
Zerlegung durch das Feuer 71.
Zimtaldehyd 321.
Zimtalkohol 128, 130, 208, 322, 328, 307.
Zimtbenzoësäure 130, 138.
Zimtsäure 68, 104, 129, 130, 136, 138, 199, 206, 224, 242, 250. 253, 280, 288, 293, 298, 310, 312, 319, 321, 322, 323, 324. 326, 924, 927, 929, 938, 939, 941, 954, 1067.
Zimtsäureäthylester 131, 220, 290. 311, 322.
Zimtsäure aus Styrax 177.
Zimtsäurebenzoresinolester 203. 206.
Zimtsäure-Benzylester 132, 199. 219, 220, 240.
Zimtsäureester 924, 949.
Zimtsäureester des Honduroresinols 326.

Zimtsäureester des Zimtalkohols 328.
Zimtsäureester in einigen Guttaperchasorten 924.
Zimtsäure-Peruresinotannolester 226.
Zimtsäure-Phenylpropylalkohol 311.
Zimtsäurephenylpropylester 177, 201, 252, 290, 295.
Zimtsäureresin 227, 252, 325.
Zimtsäure-Sumaresinotannolester 206.
Zimtsäure-Xanthoresinotannolester 254.
Zimtsäurezimtester 128, 132.
Zimtsaures Äthyloxyd 130.
Zimtsaurer Benzylalkohol 131.
Zinkstaubdestillation 162.
Zirbelkiefer 513, 585.
Zwergkiefer 513.
Zwischenwanddrüsen 1154.

Berichtigungen.

In der Tabelle auf S. 1064 ist die Formel des Dracoresinotannols in $C_{16}H_{18}O_4$ umzuändern.

In die Tabellen auf S. 680, 681 und 1073 ist die Formel der Halepopinolsäure in $C_{17}H_{26}O_2$, die der Halepopininsäure in $C_{20}H_{30}O_3$ und die der Halepopinitolsäure in $C_{16}H_{26}O_2$ zu korrigieren. (Vgl. S. 588.)

In der Tabelle auf S. 1080 ist die Formel des α-Tacoresens in $C_{21}H_{34}O$, die des β-Tacoresens in $C_{15}H_{26}O$ umzuändern.

Die Verbrennungszahlen der Fettsäure auf S. 1059 stimmen ebensogut auf eine Säure der Formel $C_{15}H_{28}O_2$. Manches spricht dafür, daß es eine ungesättigte Fettsäure ist.

1968
WELLCOME LIBRARY INSTITUTE

A. Tschirch

Die Harze und die Harzbehälter

mit Einschluss der Milchsäfte

Zweite stark erweiterte Auflage

Gebrüder Borntraeger
LEIPZIG □ □ □ □